

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA QUÍMICA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM TECNOLOGIA DE
ALIMENTOS

APROVEITAMENTO DE RESÍDUOS INDUSTRIAIS PARA A
BIOFILTRAÇÃO DO SULFETO DE HIDROGÊNIO

Dissertação apresentada à Universidade Federal do Paraná, como requisito para obtenção do título de mestre em Tecnologia de Alimentos.

Orientador: Prof. Dr. Georges Kaskantzis Neto.

Co-orientador: Prof. Dr. Carlos Ricardo Soccol.

CURITIBA – PR.

JUNHO - 2004

ROSANGELA MARIA BREY TACLA

**APROVEITAMENTO DE RESÍDUOS INDUSTRIAIS PARA A
BIOFILTRAÇÃO DO SULFETO DE HIDROGÊNIO**

**CURITIBA – PR.
JUNHO – 2004**

AGRADECIMENTOS

Ao meu marido e minhas filhas pelo incentivo e colaboração em todos os momentos de trabalho.

Aos meus pais e sogros pela compreensão nos meus momentos de ausência da família, em especial à minha sogra que muito me auxiliou neste período nos cuidados com minhas filhas.

Ao Prof. Dr. Georges Kaskantzis Neto pela orientação, dedicando-me paciência, amizade, conhecimento e incentivo durante todo o período do estudo.

Ao Prof. Dr. Carlos Ricardo Soccol pela co-orientação, legando-me conhecimento e experiência durante a condução do experimento.

Ao Prof. Dr. Luiz Fernando de Lima Luz Jr. pela atenção e colaboração na realização do experimento.

Aos colegas, professores e funcionários do Programa de Pós-Graduação em Tecnologia de Alimentos e do Departamento de Engenharia Química da Universidade Federal do Paraná.

Ao Prof. Dr. Renato João Sossela de Freitas pela sua colaboração na aquisição das vidrarias e reagentes de laboratório para a realização do experimento.

Ao Departamento de Engenharia Química, pelo suporte financeiro na aquisição dos equipamentos para montagem da instalação experimental.

A todos os colaboradores de empresas e pessoas que direta ou indiretamente colaboraram na execução deste trabalho.

Ao apoio da CAPES na realização da presente pesquisa.

SUMÁRIO

<u>AGRADECIMENTOS</u>	ii
<u>SUMÁRIO</u>	iii
<u>LISTA DE FIGURAS</u>	v
<u>LISTA DE TABELAS</u>	vii
<u>LISTA DE SÍMBOLOS E ABREVIATURAS</u>	viii
<u>RESUMO</u>	xi
<u>ABSTRACT</u>	xii
<u>1. INTRODUÇÃO</u>	1
<u>2. Revisão bibliográfica</u>	4
<u>2.1 INTRODUÇÃO</u>	4
<u>2.2 POLUIÇÃO ATMOSFÉRICA</u>	4
<u>2.2.1. Histórico</u>	4
<u>2.2.2. Os poluentes atmosféricos e as fontes de contaminação</u>	5
<u>2.2.3. Poluição atmosférica e odores</u>	7
<u>2.3 SULFETO DE HIDROGÊNIO</u>	8
<u>2.3.1. Características do Sulfeto de Hidrogênio</u>	8
<u>2.3.2. Origem do sulfeto de hidrogênio</u>	8
<u>2.3.3. Exposição ao gás sulfeto de hidrogênio</u>	10
<u>2.3.4. Métodos de determinação do sulfeto de hidrogênio</u>	10
<u>2.3.5. Sulfeto de hidrogênio na indústria</u>	12
<u>2.4 BIOFILTRAÇÃO</u>	13
<u>2.4.1. Introdução</u>	13
<u>2.4.2. Histórico</u>	14
<u>2.4.3. Reação do processo</u>	15
<u>2.4.4. Biofilme</u>	17
<u>2.4.5. Parâmetros que influenciam o processo</u>	20
<u>2.4.5.1 Material suporte</u>	20
<u>2.4.5.2 Umidade</u>	22
<u>2.4.5.3 pH</u>	24
<u>2.4.5.4 Temperatura</u>	24
<u>2.4.5.5 Concentração dos poluentes</u>	26
<u>2.4.5.6 Microorganismos</u>	26
<u>2.4.5.7 Microorganismos na biofiltração do H₂S</u>	28
<u>2.4.5.8 Nutrientes</u>	30
<u>2.5 MATERIAIS SUPORTES PARA OS BIOFILTROS</u>	32
<u>2.5.1. Bagaço de cana</u>	32
<u>2.5.2. Casca de <i>Pinus</i></u>	33
<u>2.5.3. Turfa</u>	33
<u>3. MATERIAL E MÉTODOS</u>	36
<u>3.1 INTRODUÇÃO</u>	36
<u>3.2 INSTALAÇÃO EXPERIMENTAL</u>	36
<u>3.2.1. Sistema de Alimentação dos Reagentes</u>	41

3.2.1.1	<u>Sistema de Alimentação do Ar</u>	41
3.2.1.2	<u>Sistema de Alimentação do Sulfeto de Hidrogênio</u>	43
3.2.2.	<u>Sistema de Reação</u>	45
3.2.3.	<u>Sistema de Coleta das Emissões Efluentes</u>	49
3.2.4.	<u>Sistema de Análise do Sulfeto de Hidrogênio</u>	49
3.2.5.	<u>Sistema de Medida de Perda de Carga nos Biofiltros</u>	52
3.3	<u>PREPARO DOS MATERIAIS SUPORTES DOS BIOFILTROS</u>	52
3.3.1.	<u>Preparo dos materiais suportes</u>	54
3.3.2.	<u>Microorganismos</u>	55
3.3.3.	<u>Montagem dos leitos</u>	59
3.4	<u>CONDIÇÕES OPERACIONAIS</u>	62
3.5	<u>SISTEMÁTICA DE COLETA DOS DADOS EXPERIMENTAIS</u>	64
3.6	<u>ANÁLISES MICROBIOLÓGICAS</u>	66
3.6.1.	<u>Método qualitativo</u>	67
4.	<u>RESULTADOS E DISCUSSÕES</u>	69
4.1	<u>INTRODUÇÃO</u>	69
4.2	<u>MATERIAIS SUPORTES</u>	69
4.3	<u>MICROORGANISMOS</u>	70
4.4	<u>CONDIÇÕES OPERACIONAIS</u>	72
4.4.1.	<u>Temperatura</u>	72
4.5	<u>VAZÃO E CONCENTRAÇÃO DOS REAGENTES</u>	73
4.6	<u>OS BIOFILTROS</u>	77
4.7	<u>EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H₂S NOS BIOFILTROS</u>	80
4.8	<u>PERDA DE CARGA NOS BIOFILTROS</u>	89
4.9	<u>UMIDADE DOS BIOFILTROS</u>	95
4.10	<u>pH DOS BIOFILTROS</u>	96
4.11	<u>POROSIDADE NOS BIOFILTROS</u>	98
4.12	<u>ANÁLISES MICROBIOLÓGICAS</u>	100
4.12.1.	<u>Método Qualitativo</u>	101
4.13	<u>COMPARAÇÃO DOS BIOFILTROS</u>	108
4.14	<u>DISPOSIÇÃO DA BIOMASSA</u>	110
5.	<u>CONCLUSÃO</u>	111
	<u>APÊNDICE A</u>	120
	<u>APÊNDICE B</u>	153
	<u>APÊNDICE C</u>	155
	<u>APÊNDICE D</u>	160

LISTA DE FIGURAS

<u>FIGURA 2.1 - AMPLIAÇÃO DO BIOFILME</u>	18
<u>FIGURA 3.1 - DIAGRAMA ESQUEMÁTICO DA INSTALAÇÃO EXPERIMENTAL DO PROCESSO DE BIOFILTRAÇÃO</u>	37
<u>FIGURA 3.2 - ESQUEMA DE MONTAGEM DA INSTALAÇÃO EXPERIMENTAL DO PROCESSO DE BIOFILTRAÇÃO</u>	39
<u>FIGURA 3.3 - FLUXÍMETRO DE FILME</u>	42
<u>FIGURA 3.4 - SISTEMA DE ALIMENTAÇÃO DOS REAGENTES AR E H₂S</u>	44
<u>FIGURA 3.5 - INSTALAÇÃO EXPERIMENTAL PARA EXECUÇÃO DO PROCESSO DE BIOFILTRAÇÃO</u>	46
<u>FIGURA 3.6 - BIOFILTROS MONTADOS PARA O PROCESSO DE BIOFILTRAÇÃO</u>	47
<u>FIGURA 3.7 - SISTEMA DE REAÇÃO DO PROCESSO DE BIOFILTRAÇÃO</u>	48
<u>FIGURA 3.9 - SISTEMA DE MEDIDA DE PERDA DE CARGA NO BIOFILTRO</u>	53
<u>FIGURA 3.10 - SISTEMÁTICA DE PREPARO DO MATERIAL SUPORTE</u>	54
<u>FIGURA 3.11 – PREPARO DO MATERIAL SUPORTE BAGAÇO DE CANA</u>	56
<u>FIGURA 3.12 – MATERIAL SUPORTE BAGAÇO DE CANA PRONTO PARA USO</u>	56
<u>FIGURA 3.13 – PREPARO DO MATERIAL SUPORTE CASCA DE PINUS</u>	57
<u>FIGURA 3.14 – MATERIAL SUPORTE CASCA DE PINUS PREPARADO</u>	58
<u>FIGURA 3.15 – MATERIAL SUPORTE TURFA PRONTO PARA USO</u>	58
<u>FIGURA 3.16 – UMIDIFICAÇÃO DO PROCESSO DE BIOFILTRAÇÃO</u>	63
<u>FIGURA 4.1 – TEMPERATURAS DE TRABALHO</u>	73
<u>FIGURA 4.3 – VAZÃO DE ALIMENTAÇÃO NO EXPERIMENTO</u>	75
<u>FIGURA 4.4 – VARIAÇÃO DA CONCENTRAÇÃO DE ENTRADA DE H₂S NO EXPERIMENTO</u>	76
<u>FIGURA 4.5 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H₂S NO BIOFILTRO (1)</u>	81
<u>FIGURA 4.6 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H₂S NO BIOFILTRO (2)</u>	81
<u>FIGURA 4.7 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H₂S NO BIOFILTRO (3)</u>	82
<u>FIGURA 4.8 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H₂S NO BIOFILTRO (4)</u>	82
<u>FIGURA 4.9 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H₂S NO BIOFILTRO (5)</u>	83
<u>FIGURA 4.10 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H₂S NO BIOFILTRO (6)</u>	83
<u>FIGURA 4.11 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H₂S NO BIOFILTRO (7)</u>	84
<u>FIGURA 4.12 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H₂S NO BIOFILTRO (8)</u>	84
<u>FIGURA 4.13 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H₂S NO BIOFILTRO (9)</u>	85

<u>FIGURA 4.14 – PERDA DE CARGA NO BIOFILTRO (1)</u>	89
<u>FIGURA 4.15 – PERDA DE CARGA NO BIOFILTRO (3)</u>	90
<u>FIGURA 4.16 – PERDA DE CARGA NO BIOFILTRO (5)</u>	90
<u>FIGURA 4.17 – PERDA DE CARGA NO BIOFILTRO (6)</u>	91
<u>FIGURA 4.18 – PERDA DE CARGA NO BIOFILTRO (7)</u>	92
<u>FIGURA 4.19 – PERDA DE CARGA NO BIOFILTRO (9)</u>	92
<u>FIGURA 4.24 – pH DOS BIOFILTROS</u>	97
<u>FIGURA 4.26 – MICROORGANISMOS DO BIOFILTRO (1)</u>	104
<u>FIGURA 4.27 – MICROORGANISMOS DO BIOFILTRO (3)</u>	105
<u>FIGURA 4.28 – MICROORGANISMOS DO BIOFILTRO (5)</u>	105
<u>FIGURA 4.29 – MICROORGANISMOS DO BIOFILTRO (6)</u>	106
<u>FIGURA 4.30 – MICROORGANISMOS DO BIOFILTRO (7)</u>	106
<u>FIGURA 4.31 – MICROORGANISMOS DO BIOFILTRO (9)</u>	107
<u>FIGURA 4.32 – MICROORGANISMOS DO BIOFILTRO (9)</u>	107

LISTA DE TABELAS

<u>TABELA 2.2 – CLASSIFICAÇÃO DOS POLUENTES ATMOSFÉRICOS</u>	7
<u>TABELA 2.6 – PRINCIPAIS PROPRIEDADES FÍSICO-QUÍMICAS DO H₂S</u>	9
<u>TABELA 2.7 – SINTOMAS DE EXPOSIÇÃO AO H₂S</u>	11
<u>TABELA 2.8 – ANÁLISE DOS GASES FORTES NOS GASES NÃO CONDENSÁVEIS</u>	12
<u>TABELA 3.1 – PRINCIPAIS CARACTERÍSTICAS DOS BIOFILTROS UTILIZADOS NA REMOÇÃO DO H₂S</u>	61
<u>TABELA 3.2 – VALOR DO pH INICIAL DOS SUPORTES E LODO</u>	62
<u>TABELA 3.3 – FAIXA DE CONDIÇÕES OPERACIONAIS ESTUDADAS</u>	64
<u>TABELA 4.1 – CARACTERÍSTICAS DOS MATERIAIS SUPORTES</u>	69
<u>TABELA 4.2 – CARACTERÍSTICAS DO LODO ATIVADO</u>	71
<u>TABELA 4.3 – VAZÃO DE ALIMENTAÇÃO DOS REAGENTES</u>	74
<u>TABELA 4.4 – CARACTERÍSTICAS DOS BIOFILTROS</u>	78
<u>TABELA 4.5 – EFICIÊNCIA MÉDIA DE REMOÇÃO DO H₂S NOS BIOFILTROS</u>	88
<u>TABELA 4.6 – VARIAÇÃO DA PERDA DE CARGA DOS BIOFILTROS</u>	93
<u>TABELA 4.7 – UMIDADES DOS BIOFILTROS</u>	96
<u>TABELA 4.8 – POROSIDADES DOS BIOFILTROS</u>	100

LISTA DE SÍMBOLOS E ABREVIATURAS

BIO (1)	- biofiltro (1)
BIO (2)	- biofiltro (2)
BIO (3)	- biofiltro (3)
BIO (4)	- biofiltro (4)
BIO (5)	- biofiltro (5)
BIO (6)	- biofiltro (6)
BIO (7)	- biofiltro (7)
BIO (8)	- biofiltro (8)
BIO (9)	- biofiltro (9)
CaCO ₃	- Carbonato de Cálcio (agente neutralizante)
C _G	- gás poluente
DQO	- Demanda Química de Oxigênio
EPA	- Environmental Protection Agency (Agência de Proteção ao Meio Ambiente)
Grapher	- Programa utilizado para execução dos gráficos
H ₂ O	- água
H ₂ S	- gás sulfeto de hidrogênio
Mathcad	- Programa utilizado para o cálculo da porosidade utilizando-se o Método de Ajuste dos Mínimos Quadrados
pH	- potencial hidrogeniônico
p/p	- concentração em peso
ppbv	- parte por bilhão em volume
ppmv	- parte por milhão em volume
rpm	- rotações por minuto
ufc	- unidades formadoras de colônias
UOP	- Universal Oil Products (Métodos testados de laboratório para o petróleo e seus produtos)
VIC's	- Compostos Inorgânicos Voláteis
VOC's	- Compostos Orgânicos Voláteis
v/v	- concentração em volume

INSTALAÇÃO EXPERIMENTAL

AER	- aerador
AE	- aquecedor elétrico
BA	- banho aquecido
BIO	- biofiltro
CA	- compressor de ar
CGE	- coletor dos gases efluentes
EA	- entrada de ar
EH ₂ S	- entrada de sulfeto de hidrogênio 3000 ppmv ou 0,3% v/v
H ₂ S	- gás sulfeto de hidrogênio 3000 ppmv ou 0,3% v/v
MFC1	- medidor de vazão de fluxo capilar (1)
MFC2	- medidor de vazão de fluxo capilar (2)
MQP	- medidor de queda de pressão
SAN	- Sistema de Análise do Sulfeto de Hidrogênio
SAR	- Sistema de Alimentação dos Reagentes
SCE	- Sistema de Coleta das Emissões Efluentes
SGE	- saída dos gases efluentes
SQP	- Sistema de Medida da Queda de Pressão
SR	- Sistema de Reação
T	- termostato eletrônico
TG	- termômetro graduado
VBV1	- válvula de escape de vazão (1)
VBV2	- válvula de escape de vazão (2)
VRP1	- válvula reguladora de pressão primária (1)
VRP2	- válvula reguladora de pressão primária (2)
VRS1	- válvula reguladora de pressão secundária (1)
VRS2	- válvula reguladora de pressão secundária (2)
VRV1	- válvula reguladora de vazão (1)
VRV2	- válvula reguladora de vazão (2)
VRV3	- válvula reguladora de vazão (3)
VRV4	- válvula reguladora de vazão (4)
VRV5	- válvula reguladora de vazão (5)

E1	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (1)
E2	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (2)
E3	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (3)
E4	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (4)
E5	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (5)
E6	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (6)
E7	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (7)
E8	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (8)
E9	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (9)
e1	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (1)
e2	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (2)
e3	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (3)
e4	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (4)
e5	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (5)
e6	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (6)
e7	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (7)
e8	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (8)
e9	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (9)
S1	- mangueira de saída de gases do biofiltro (1)
S2	- mangueira de saída de gases do biofiltro (2)
S3	- mangueira de saída de gases do biofiltro (3)
S4	- mangueira de saída de gases do biofiltro (4)
S5	- mangueira de saída de gases do biofiltro (5)
S6	- mangueira de saída de gases do biofiltro (6)
S7	- mangueira de saída de gases do biofiltro (7)
S8	- mangueira de saída de gases do biofiltro (8)
S9	- mangueira de saída de gases do biofiltro (9)

RESUMO

O sulfeto de hidrogênio é um gás incolor extremamente tóxico, que causa danos ao sistema nervoso central. Os locais potenciais de geração do sulfeto de hidrogênio são as indústrias de celulose e papel, processamento de alimentos, tratamento de esgotos, refinarias de petróleo e curtumes. Atualmente existem diferentes processos físicos, químicos e biológicos para o tratamento do sulfeto de hidrogênio. No processo da biofiltração os gases poluídos passam através de um leito fixo de material que serve como suporte para os microorganismos, os quais convertem os poluentes em produtos menos tóxicos. Neste trabalho foram estudados três diferentes materiais suportes: bagaço de cana, cascas de árvore *Pinus* e turfa comercial para a biofiltração de uma mistura gasosa de sulfeto de hidrogênio diluído em ar (0,3% v/v). O material suporte foi inoculado com lodo ativado de uma indústria de celulose e papel da região. Para a determinação da eficiência de remoção do sulfeto de hidrogênio foi utilizada uma instalação em escala de laboratório, que continha nove biofiltros montados com os suportes estudados, todos dispostos em um banho com temperatura controlada na faixa de 30° C - 33° C. Cada biofiltro, com material suporte de 6 a 72 g, foi impregnado com lodo ativado de 36 a 50 g. A concentração de entrada do sulfeto de hidrogênio variou de 0,083 g/m³ (62 ppmv) a 0,544 g/m³ (408 ppmv). A vazão de alimentação variou de 1031,27 ml/min a 3845,94 ml/min, durante os 29 dias da experiência. Os resultados obtidos mostram que a eficiência de remoção do sulfeto de hidrogênio varia de 66 a 93% para todos os biofiltros estudados. Durante os experimentos a variação da umidade, pH, peso, altura do leito e perda de carga dos biofiltros foram determinados. Os resultados indicam que é possível a utilização de resíduos industriais bagaço de cana e casca de *Pinus* na remoção do sulfeto de hidrogênio pelo processo de biofiltração, onde as melhores eficiências de remoção do H₂S durante o processo foram apresentadas pelos biofiltros com casca de *Pinus*.

ABSTRACT

The hydrogen sulfide is an odorous and colorless gas, extremely toxic that causes damages to the central nervous. The hydrogen sulfide is potentially generated in pulp and paper industries, food manufacturing processes, sewage treatment plants, petroleum refineries and tanneries. Different physical, chemical and biological hydrogen sulfide treatment processes are available nowadays. In the biofiltration process the residual gases passes through a fixed bed which serves as the support for the microorganisms. The microorganisms in the bed consume the pollutants, usually converting them to simple and harmless products to the environment. Three different packing materials, sugar cane bagasse, *Pinus* tree bark and peat, were evaluated for the biofiltration of a mixture of hydrogen sulfide diluted in air (0,3% v/v). The packing material was seeded with activated sludge from one pulp and paper industry from the region. A laboratory scale installation with nine biofilters was used to evaluate the hydrogen sulfide removal efficiency. The biofilters were mounted into a warm and controlled bath, where the temperature was kept between 30° C - 33° C. The packing material of each biofilter consisted of 6 – 72 g impregnated with 36 – 50 g of activated sludge. During the 29 days of the experiment, the hydrogen sulfide inlet concentration varied from 0,083 g/m³ (62 ppmv) to 0,544 g/m³ (408 ppmv) and the feed flow rate varied from 1031,27 ml/min to 3845,94 ml/min. The hydrogen sulfide removal efficiency was in the range of 66 – 93% for all biofilters. During the experiment data on the bed moisture, pH, weight, height and pressure drop were collected. The results show that it is possible to use the sugarcane bagasse and *Pinus* tree bark residues to remove hydrogen sulfide by using biofiltration process. The *Pinus* tree bark showed the best results of removal efficiency in this process.

1. INTRODUÇÃO

A maioria das indústrias gera resíduos muitas vezes indesejáveis e de difícil disposição. A indústria da cana de açúcar, uma das mais importantes no Brasil, gera grande quantidade de subprodutos, entre eles o bagaço de cana. As indústrias de celulose e papel descartam grande quantidade de casca de árvores durante o processamento da madeira. Considerando a importância mundial das questões ambientais e a sua relação com os processos produtivos, atualmente, o aproveitamento destes subprodutos é de extrema importância para o setor produtivo brasileiro.

Muitos processos industriais e agrícolas, assim como sistemas de transporte e de produção de energia, geram poluentes atmosféricos. Além dos efeitos locais e imediatos, que incluem maus odores, efeitos nocivos à saúde e formação de fumaça, existem outros problemas globais, ocasionados por estes processos, como a destruição da camada de ozônio, a chuva ácida e o efeito estufa.

Apesar da existência de diversos equipamentos para a redução dos poluentes lançados de uma fonte no ar, é comum o seu lançamento no meio ambiente, pois se admite que a atmosfera é capaz de depurar-se espontaneamente. Os processos naturais de autopurificação da atmosfera necessitam de condições ideais e de longos períodos de tempo para serem realizados. Nas áreas de elevada densidade populacional, de tráfego pesado e com grande número de indústrias instaladas, as emissões de poluentes atmosféricos são intensas e não existe tempo suficiente para a autodepuração do meio. Nestes casos a atmosfera é sobrecarregada com poluentes, o que reduz a visibilidade, ocasiona os maus odores, a irritação dos olhos e os distúrbios respiratórios.

Os órgãos ambientais estão cada vez mais rigorosos com as indústrias quanto à exigência do cumprimento dos limites de emissão de poluentes tóxicos na atmosfera que causam maus odores e danos à saúde da população.

O sulfeto de hidrogênio é um gás de cheiro altamente desagradável, presente em grande quantidade nos poluentes gasosos emitidos pelas indústrias de celulose e papel, matadouros, curtumes, estações de tratamento de esgoto, indústrias petroquímicas e de alimentos.

O odor causado pelo processo químico de obtenção da celulose é considerado um dos maiores problemas ambientais públicos que as indústrias de papel e celulose enfrentam atualmente. Devido à interferência da saúde pública pelo bem-estar social das comunidades vizinhas, as indústrias de celulose e papel têm enfrentado a imposição de regulamentos severos de controle de odores (WANI et. al, 1998, p. 287).

Neste contexto, a biofiltração é uma tecnologia alternativa para o controle da poluição atmosférica e pode ser aplicada no abatimento de odores causados tanto pela indústria de papel e celulose como por outras indústrias que apresentam este mesmo problema. Por meio desta tecnologia os microorganismos (bactérias, fungos ou leveduras) degradam os Compostos Orgânicos Voláteis (VOC's) e os Compostos Inorgânicos Voláteis (VIC's), transformando-os em dióxido de carbono, água e subprodutos de menor impacto ambiental (OTTENGRAF et al, 1986, p. 3089).

O propósito deste trabalho é o estudo da utilização de resíduos industriais para a remoção de sulfeto de hidrogênio presente em misturas gasosas, mediante o processo da biofiltração. Os resíduos estudados foram o bagaço de cana e as cascas de árvores de *Pinus*. O material comercial turfa também foi utilizado.

O trabalho desenvolve-se em três etapas. A primeira etapa consiste na coleta e preparo dos resíduos para serem utilizados como materiais suportes de microorganismos nos biofiltros; a segunda etapa consiste na impregnação dos microorganismos sobre o suporte e montagem dos biofiltros; a terceira etapa consiste na coleta dos dados experimentais para se avaliar a eficiência de remoção do sulfeto de hidrogênio com os biofiltros estudados.

Os pontos experimentais da remoção do sulfeto de hidrogênio foram coletados em uma instalação experimental em escala de laboratório, com nove biofiltros, montados com os materiais suportes bagaço de cana, casca de *Pinus* e turfa, e sistemas auxiliares de alimentação e controle da vazão e concentração dos reagentes e sistema de tratamento dos efluentes.

A revisão bibliográfica dos problemas atuais da poluição atmosférica, as fontes e perigos do sulfeto de hidrogênio, a tecnologia da biofiltração e as informações sobre os suportes, utilizados neste trabalho, apresentam-se no segundo capítulo, englobando o problema dos odores resultantes de algumas indústrias, o funcionamento do processo de biofiltração e os fatores de influência no processo.

O terceiro capítulo descreve a instalação experimental em escala de laboratório, os reagentes, os parâmetros operacionais estabelecidos, os procedimentos operacionais adotados e avaliação dos suportes após o término do processo para a verificação da presença dos microorganismos que teriam atuado no desenrolar deste.

Os pontos experimentais coletados e as respectivas curvas de remoção e a perda de carga para cada biofiltro são apresentados no quarto capítulo, onde se tecem comentários e discussões a respeito destes resultados.

Finalmente, no quinto capítulo constam as conclusões que mostram o desempenho do processo de biofiltração na remoção do sulfeto de hidrogênio, utilizando os resíduos industriais estudados.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 INTRODUÇÃO

Nesta seção, inicialmente é apresentado breve histórico da problemática da poluição atmosférica, os principais poluentes e as suas fontes de geração. Em seguida, expõem-se as principais características do gás sulfeto de hidrogênio, as fontes de origem, os métodos usuais de tratamento e os métodos de determinação analítica. Finalmente, mostra-se o processo da biofiltração de forma mais detalhada, incluindo os parâmetros operacionais mais importantes do processo e os principais materiais suportes geralmente utilizados nos biofiltros.

2.2 POLUIÇÃO ATMOSFÉRICA

2.2.1. Histórico

Segundo Braga et al. (2002, p. 170) os problemas da poluição do ar tiveram seu início há muitos séculos. A história antiga registra que em Roma, há dois mil anos, surgiram as primeiras reclamações sobre o assunto.

No século XIII (1273), o Rei Eduardo da Inglaterra assinou a primeira lei sobre a qualidade do ar, proibindo o uso de carvão com alto teor de enxofre. No mesmo período, o Rei Ricardo III da Inglaterra fixou normas para a utilização do carvão, uma vez que a intensa queima de madeira para a produção de carvão vegetal estava reduzindo rapidamente as florestas locais.

Em 1911, na cidade de Londres, ocorreu o primeiro grande episódio associado à poluição atmosférica. Nesse ano foram registradas mil cento e cinquenta mortes devido à fumaça produzida pelo carvão. Com o aumento da industrialização, os eventos críticos de poluição atmosférica se tornaram cada vez mais freqüentes, principalmente na Europa, onde durante os anos de 1956, 1957 e

1962, aproximadamente 2500 pessoas foram contaminadas.

A partir de 1970, os centros urbanos se tornaram cada vez maiores e mais populosos. O crescimento industrial e o uso de veículos automotores, com a sua emissão de poluentes atmosféricos, ganharam dimensão de interesse global.

Atualmente, a conscientização da sociedade sobre esta problemática obrigou as autoridades a criar legislação específica para a emissão de poluentes, a fim de controlar e manter a qualidade do ar.

Apesar de decorridos mais de dois mil anos de história da humanidade, da descoberta de novas tecnologias e do estabelecimento de legislação rigorosa, a poluição atmosférica ainda se faz presente em nosso cotidiano e o seu controle é fundamental para o nosso planeta.

2.2.2. Os poluentes atmosféricos e as fontes de contaminação

A poluição atmosférica pode ser definida como qualquer condição atmosférica onde existam ou sejam lançadas certas substâncias que atinjam concentrações suficientemente elevadas sobre seu nível natural, capazes de produzir efeito nocivo ao homem, aos animais, à vegetação e aos materiais (SEINFELD, 1978, p. 02).

O problema da poluição atmosférica está integrado a três componentes básicos: as fontes de emissão de poluentes, atmosfera e corpos receptores. As fontes emissoras lançam os poluentes na atmosfera; os poluentes são transportados, dispersos e modificados quimicamente ou fisicamente na atmosfera; finalmente alcançam os corpos receptores.

Alguns poluentes podem ser removidos da atmosfera por processos naturais; mas, dependendo da quantidade lançada no meio ambiente, não é possível dispersá-los completamente; em consequência, atingem os corpos receptores,

causando graves problemas (NEVERS, 2000, p. 07).

É praticamente impossível eliminar por completo todas as emissões artificiais de gases e partículas estranhas à atmosfera; portanto é mais racional buscar a redução da emissão de poluentes até o ponto em que os seus efeitos desfavoráveis sejam eliminados ou substancialmente diminuídos.

Os poluentes atmosféricos podem ser classificados em primários e secundários. Os poluentes primários são aqueles que se originam diretamente das fontes naturais e antropogênicas e são lançados na atmosfera. Os poluentes secundários são aqueles que se originam das interações químicas dos poluentes primários e os componentes já presentes da atmosfera.

De acordo com Braga et al (2002, p. 172-173), os principais poluentes atmosféricos são: o Monóxido de Carbono (CO); Dióxido de Carbono (CO₂); Óxidos de Enxofre (SO_x); Óxidos de Nitrogênio (NO_x); Hidrocarbonetos (HCs); Oxidantes fotoquímicos (PAN, O₃ etc.); Material Particulado (MP); Ácido Fluorídrico (HF); Amônia (NH₃); Sulfeto de Hidrogênio (H₂S); PCBs (bifenilas policloradas); Dioxinas e Furanos entre outros.

Segundo Grauer (2002, p. 15), as principais fontes naturais estão associadas às atividades vulcânicas, maresia, transporte de pólen, degradação biológica da matéria orgânica nos pântanos, desintegração radioativa natural e incêndios naturais.

Conforme cita Baumbach (1996, p. 15), a poluição de origem antropogênica teve início quando o homem começou a usar o fogo, que exala fumaça, óxidos de carbono e outros gases. Atualmente, as principais fontes antropogênicas são os processos de combustão, atividades industriais, veículos, queimadas a céu aberto, locais de confinamento de animais e recipientes com aerossóis.

A Tabela 2.2 apresenta a classificação dos poluentes atmosféricos conforme as suas fontes de emissão, segundo Seinfeld (1978, p. 06).

TABELA 2.2 – CLASSIFICAÇÃO DOS POLUENTES ATMOSFÉRICOS

Composto	Poluentes Primários	Poluentes Secundários	Fontes de Emissão
Enxofre	SO ₂ , H ₂ S	SO ₃ , H ₂ SO ₄ , MSO ₄ *	combustão de comburentes contendo enxofre
Nitrogênio	NO, NH ₃	NO ₂ , MSO ₃ *	processo de combustão em alta temperatura com ar
Carbono	C ₁ – C ₃	aldeídos, cetonas, ácidos	Combustão de comburentes; refino de petróleo
Óxidos de carbono	CO, CO ₂	-	processo de combustão
Halogenados	HF, HCl	-	indústrias metalúrgicas

Fonte: SEINFELD (1978, p. 07).

Nota: * MSO₄ e MSO₃ indicam a fórmula geral dos sulfatos.

2.2.3. Poluição atmosférica e odores

Segundo Lestremau (2003, p. 71) os compostos que produzem maus odores são em geral produtos com baixo peso molecular, principalmente os compostos sulfurados (sulfeto de hidrogênio, mercaptanas, enxofre); os compostos oxigenados (ácidos graxos voláteis, aldeídos, cetonas); e os compostos nitrogenados (amônia, aminas).

As principais fontes de geração desses compostos são as atividades agrícolas, a fermentação ou conversão microbiana de resíduos de plantas e animais, as indústrias químicas e petroquímicas, perfumaria e alimentos e as indústrias de celulose e papel.

Atualmente existem diversas tecnologias para o tratamento de gases odorosos que afetam a população e causam incômodos. Segundo Burgess et al. (2001, p. 36), as principais técnicas de tratamento de odores são os biofiltros,

incineração térmica e catalítica, condensação, lavagem, absorção e adsorção. A seleção da tecnologia adequada depende da concentração do poluente, vazão e temperatura do gás residual, capacidade de tratamento requerida e operação e manutenção do processo, que incluem os custos fixos e operacionais (KENNES e THALASSO, apud BURGESS et al, 2001, p. 36).

2.3 SULFETO DE HIDROGÊNIO

2.3.1. Características do Sulfeto de Hidrogênio

O sulfeto de hidrogênio é um gás mais denso que o ar, extremamente inflamável, muito tóxico por inalação, que se acumula em espaços confinados e forma mistura explosiva com o ar, nas condições normais de temperatura e pressão. Ele apresenta alta solubilidade em água e reage violentamente com óxidos metálicos, cobre, flúor, sódio e etanol.

Esse gás causa efeitos danosos ao sistema nervoso central, metabolismo e trato intestinal. A exposição prolongada a pequenas concentrações pode resultar em edema pulmonar. As principais propriedades físico-químicas do sulfeto de hidrogênio estão apresentadas na Tabela 2.6.

2.3.2. Origem do sulfeto de hidrogênio

Segundo a ATSDR (1999), o sulfeto de hidrogênio ocorre naturalmente no petróleo, gás natural, pântanos, reservatórios de esterco e nos gases vulcânicos. Este gás também é produzido na decomposição do lixo urbano e industrial e durante a combustão de carvão e óleos derivados do petróleo e do xisto betuminoso.

O H_2S oxida-se rapidamente a dióxido de enxofre (SO_2). O H_2S pode ser oxidado pelo oxigênio atômico e molecular e pelo ozônio. A reação de oxidação do H_2S que ocorre entre o sulfeto de hidrogênio e o ozônio é mostrada em seguida:

TABELA 2.6 – PRINCIPAIS PROPRIEDADES FÍSICO-QUÍMICAS DO H₂S

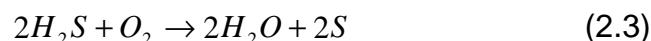
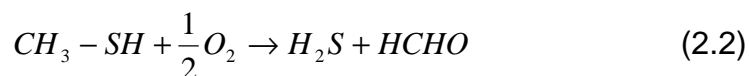
Propriedades	Valores
Massa molecular (g/mol)	34,080
Ponto de fusão (° C)	-84,15
Ponto de ebulição (° C)	-60,15
Temperatura crítica (° C)	99,85
Pressão crítica (Pa)	8940000
Pressão de vapor (20° C) (Pa)	1880000
Densidade relativa (gás)	1,2 (ar = 1,0)
Densidade relativa (líquido)	0,92 (água = 1,0)
Solubilidade (mg/l água)	3980
Cor (aparência)	Gás incolor
Odor	Ovo podre
Temperatura de auto-ignição (° C)	270
Faixa de inflamabilidade (% em volume no ar)	4,3 – 45,5
Outros dados	

Fonte: REID et al. (1988, p. 659-661). e AIR LIQUIDE S. A. (2002, p. 1-5).



Esta reação é muito lenta em fase gasosa; entretanto pode ser muito mais rápida na superfície das partículas presentes no ar (HALES et al., apud SEINFELD, 1978, p. 62). Estima-se que o tempo de “vida” de 1 ppbv de H₂S exposto a 0,05 ppmv (50 ppbv) de O₃, na presença de 15.000 partículas/cm³, é de aproximadamente duas horas (Air Quality for Sulfur Oxides, apud SEINFELD, 1978, p. 62).

De acordo com BAUMBACH (1996, p. 30), durante a combustão incompleta de hidrocarbonetos, contendo enxofre, quando existe uma carência de oxigênio, o enxofre elementar e o sulfeto de hidrogênio são formados sob condições redutoras em temperaturas elevadas, segundo as reações abaixo,



Os produtos das reações podem ser reconhecidos pelo cheiro característico de ovo podre. O limite de detecção do sulfeto de hidrogênio é muito baixo, da ordem de 0,002 mg/m³, segundo a literatura (SCHMIDT, apud BAUMBACH, 1996, p. 30).

2.3.3. Exposição ao gás sulfeto de hidrogênio

O sulfeto de hidrogênio é considerado veneno de largo espectro, ou seja, ele pode envenenar diversas partes do corpo humano. A inalação do sulfeto de hidrogênio pode causar tonturas, dores de cabeça, náusea, falha na respiração, coma ou inconsciência. Nos ambientes onde a concentração do sulfeto de hidrogênio é superior a 600 ppmv, a exposição por períodos superiores a 30 minutos pode ser fatal.

A inalação contínua a baixas concentrações de sulfeto de hidrogênio causa fadiga e irritação nos olhos. Em altas concentrações, o sulfeto de hidrogênio causa deficiência de oxigênio no ambiente, especialmente se liberado em áreas com pouca ventilação ou espaços fechados. A Tabela 2.7 apresenta os sintomas resultantes da exposição do sulfeto de hidrogênio a diferentes concentrações.

2.3.4. Métodos de determinação do sulfeto de hidrogênio

Segundo ATSDR (2000, p. 50) os métodos comumente usados para a determinação do sulfeto de hidrogênio em amostras de ar ambiente são a cromatografia gasosa, detecção eletroquímica, métodos iodométricos, método espectrofotométrico ou calorimétrico de azul de metileno, método instantâneo usando papel ou cerâmica impregnada com acetato de chumbo ou cloreto de mercúrio, cromatografia iônica, condutividade térmica e titulação potenciométrica

com um eletrodo de íon seletivo para sulfetos.

TABELA 2.7 – SINTOMAS DE EXPOSIÇÃO AO H₂S

Concentração de H ₂ S (ppmv)	Sintomas resultantes da exposição
0,3 – 30	O odor é óbvio e desagradável.
50	Irritação nos olhos, secura e irritação do nariz e garganta.
Acima de 50	Irritação do sistema respiratório.
100 – 150	Perda temporária do olfato.
200 – 250	Dor de cabeça, vômito e náusea. A exposição prolongada pode causar danos ao pulmão. Exposições de 4 a 8 horas podem ser fatais.
300 – 500	Ataque rápido dos sintomas, a morte ocorre entre 1 e 4 horas.
500	Dor de cabeça, excitação, travamento, dor no estômago após rápida exposição. A morte ocorre entre meia e 1 hora.
> 600	Rápida perda da consciência, coma e morte.
> 1000	Imediata falha na respiração.

Fonte: U. S. OSHA et al. (2002, p. 1-11).

De acordo com Lestremau (2003, p. 71), o método mais utilizado para analisar o sulfeto de hidrogênio é o cromatográfico. Os detectores mais utilizados são do tipo espectrométrico de massa (MS), quimioluminescente de enxofre (SCD) ou detector fotométrico de chama (FPD). Para mistura de gases contendo H₂S o método iodométrico de *Tutwiler* também pode ser utilizado (UOP METHOD 9-85) com boa precisão.

2.3.5. Sulfeto de hidrogênio na indústria

Em indústrias de celulose e papel o sulfeto de hidrogênio é um dos gases não condensáveis que se encontra presente nos compostos reduzidos de enxofre, característicos por seu odor bastante desagradável. A Tabela 2.8 apresenta a análise dos gases fortes não condensáveis de uma indústria de celulose e papel.

TABELA 2.8 – ANÁLISE DOS GASES FORTES NOS GASES NÃO CONDENSÁVEIS

Componente	Volume (%)
Sulfeto de hidrogênio (H ₂ S)	1,7
Metil mercaptana(CH ₃ SH)	2,1
Sulfeto de dimetila (CH ₃ SCH ₃)	2,1
Disulfeto de dimetila (CH ₃ SSCH ₃)	1,7
Terebintina (C ₁₀ H ₁₆)	0,1
Metanol (CH ₃ OH)	0,2
Vapor d'água (H ₂ O)	6,0
Nitrogênio (N ₂)	77,2
Oxigênio (O ₂)	8,9
Total	100,0

Fonte: BURGLESS et al. (1992, p.37).

Os compostos reduzidos de enxofre são gerados nos evaporadores de contato direto, nas caldeiras de recuperação e nos fornos de cal. Outros locais potenciais de emissão desses compostos são os sistemas de terebintina, as colunas de tratamento de condensado por arraste a vapor (coluna *stripper*), os lavadores de cavacos e os tanques de armazenagem de licor.

Os gases não condensáveis do processo podem ser classificados em quatro categorias, dependendo da sua composição: gases fortes, ou de alta concentração e baixo volume; gases fracos, ou de baixa concentração e alto volume; gases do depósito de cavacos e; gases do *stripper*.

Os gases fortes contêm compostos reduzidos de enxofre na concentração de aproximadamente 10% (v/v) do volume total. Os gases fracos são misturas de ar contendo concentrações de compostos reduzidos de enxofre usualmente menores que 0,1% (v/v). Esses gases são originados na lavagem de cavacos e nos tanques de estocagem e oxidação do licor preto.

O sulfeto de hidrogênio está presente na proporção de 1,7% (v/v) dos gases efluentes de uma indústria de celulose e papel em conjunto com outros gases poluentes.

2.4 BIOFILTRAÇÃO

2.4.1. Introdução

A biofiltração é uma tecnologia promissora, tendo sido usada originalmente na redução de maus odores provenientes de estações de tratamento de esgoto (ELIAS et al., 2002, p. 813). Essa técnica é usada para o tratamento de Compostos Voláteis Orgânicos (VOC's) e Compostos Voláteis Inorgânicos (VIC's) que são biologicamente oxidáveis (ZAROOK et al., 1998, p. 77).

A biofiltração é o processo com o qual uma corrente de gás contaminado passa através de um leito fixo de material poroso, que contém microorganismos imobilizados, para se removerem os poluentes. No biofiltro os poluentes são transferidos da fase gasosa para a superfície das partículas por meio de um filme líquido aderido na sua superfície, chamado de biofilme (SOCCOL et al., 2003, p. 397).

As instalações dos biofiltros são simples, operam de forma contínua e não requerem grande manutenção. Os parâmetros que influenciam o processo são: material suporte, umidade do leito, pH, temperatura, concentração dos poluentes, microorganismos e nutrientes. O fator limitante do processo é a perda de carga no biofiltro, que aumenta com o tempo de operação, devido ao crescimento dos

microorganismos imobilizados no leito.

2.4.2. Histórico

O tratamento de gases sulfurosos com métodos biológicos vem ocorrendo desde 1923, quando Bach (apud LESON e WINER, 1991, p. 1047) utilizou este processo para o controle das emissões de odores das plantas de tratamento de esgotos.

Os primeiros resultados sobre a aplicação desse processo foram publicados nos Estados Unidos e no oeste da Alemanha antes de 1950. Nessa época, os primeiros biofiltros eram buracos preenchidos com solo poroso com tubulações que insuflavam ar contaminado através do leito para purificá-lo (POMEROY, apud DEVINNY et al, 1999, p. 13).

Nos Estados Unidos, o principal trabalho sobre a biofiltração do sulfeto de hidrogênio foi realizado por Carlson e Leiser no início de 1960 (apud LESON e WINER, 1991, p. 1047). Em tal trabalho foi demonstrada a viabilidade técnica da biodegradação para a remoção de odores.

Durante o período de 1960 a 1970, os biofiltros foram utilizados com sucesso no oeste da Alemanha para o controle de odores de estações de tratamento de esgoto, compostagem, processamento de alimentos, bem como para fazendas de porcos e aves (HELMER; DRATWA; LACHNIT, apud LESON e WINER, 1991, p. 1047). O composto derivado do lixo sólido municipal foi usado como material filtrante em 1966 (FRECHEN e ERNST, apud LESON e WINER, 1991, p. 1047). A necessidade da umidificação do gás de entrada, para maiores faixas de vazão, também foi descoberta nesta época. (DRATWA; LACHNIT, apud LESON e WINER, 1991, p. 1047).

Na década de 1970, o interesse pela biofiltração aumentou, devido ao crescimento do rigor da legislação ambiental sobre a qualidade do ar. Nesta época foram desenvolvidos sistemas mais avançados para tratar grandes cargas de odores

e diferentes compostos orgânicos e inorgânicos voláteis.

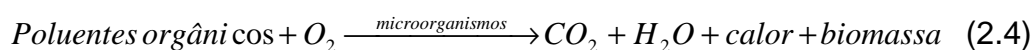
Os biofiltros, ainda do tipo abertos, foram reprojatados; materiais como cascas de árvore, cascalho, cortiça entre outros foram adicionados aos leitos para melhorar o processo. Embora essas modificações proporcionassem melhora do desempenho do biofiltro, a secagem superficial, a compactação e acidificação do meio ainda eram problemáticas.

No período de 1980 a 1990, a biofiltração progrediu rapidamente na Europa e mais lentamente nos Estados Unidos. Nesse período, diversos sistemas fechados, controlados por computador, foram projetados para o tratamento de compostos e misturas gasosas mal cheirosas. Diferentes materiais filtrantes inorgânicos também foram extensivamente testados nessa época (LIU et al.; MEDINA et al.; GROENESTIJN et al.; GRAHAM, apud DEVINNY et al., 1999, p.15), como por exemplo, carvão ativado, poliestireno, esferas de vidro, cerâmica etc.

Atualmente algumas companhias têm desenvolvido projetos recentes de biofiltros, tais como “Rotor-Biofilter” (SABO et al. apud DEVINNY et al., 1999), que enriquece o desempenho do biofiltro. Além disso, a pesquisa está sendo direcionada ao estudo dos poluentes biodegradáveis, tratamento de misturas de poluentes, comportamento transiente no interior do biofiltro, supressão da elevação da biomassa e modelagem de processo.

2.4.3. Reação do processo

Durante o processo de biofiltração, os gases poluentes são distribuídos lentamente através do biofiltro, o que permite aos microorganismos degradarem os poluentes e produzirem energia e subprodutos metabólicos na forma de dióxido de carbono e água. O processo biológico que ocorre no interior do biofiltro é uma oxidação por microorganismos, e pode ser escrita como segue:



De acordo com Brauer (apud BURGESS et al., 2001, p. 36), o processo de transformação que ocorre com o gás poluente também pode ser expresso como:

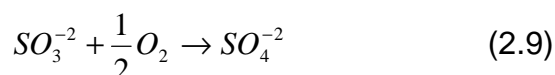
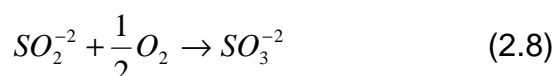
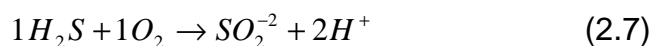


Quando provido de fonte de oxigênio, a bactéria em contato com o gás poluente que contém enxofre consome as espécies iônicas de sulfeto e oxida-as em espécies de enxofre sem maus odores.

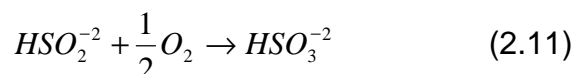
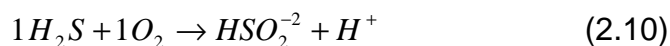
Na reação de oxidação do sulfeto de hidrogênio, de acordo com Kühl e Jørgensen (1991, p. 1172), dois moles de oxigênio são necessários para oxidar um mol do sulfeto de hidrogênio, conforme a reação (2.6):

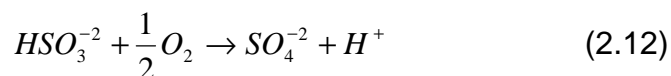


Considerando que a reação de oxidação do H_2S ocorre gradativamente, podemos ter, durante a oxidação, três etapas como podem ser observadas nas equações (2.7), (2.8) e (2.9):

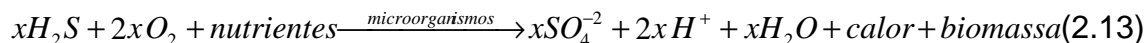


Essas mesmas equações podem sofrer oxidação gradativa e formar entre as etapas outros compostos que resultarão nos mesmos produtos finais de reação, como expresso nas equações (2.10), (2.11) e (2.12) a seguir:





A partir das reações (2.4) e (2.6), pode-se concluir que a oxidação do H₂S na presença dos microorganismos, contidos no interior do biofiltro, apresentará a reação (2.13), descrita a seguir:



Pode-se notar que um dos produtos finais da reação de oxidação do H₂S é o íon H⁺; isso significa que, nos ambientes onde tais reações se processam, o pH cai significativamente e o ambiente se torna ácido (MELO e AZEVEDO, 1997, p. 77).

De acordo com Wani et al. (2001, p. 05) os materiais suportes naturais são fonte de carbono e outros nutrientes para a população microbiana residente no leito de um biofiltro. Assim, quaisquer quantidades de carbono existentes neste leito poderão ser convertidas em dióxido de carbono como resultado do processo de respiração microbiana que acontece no interior do biofiltro.

Durante a oxidação do sulfeto de hidrogênio no interior do biofiltro íons sulfato, sulfeto e sulfito serão encontrados dispersos no meio; e haverá ainda a formação de biomassa como resultado da atividade microbiana.

2.4.4. Biofilme

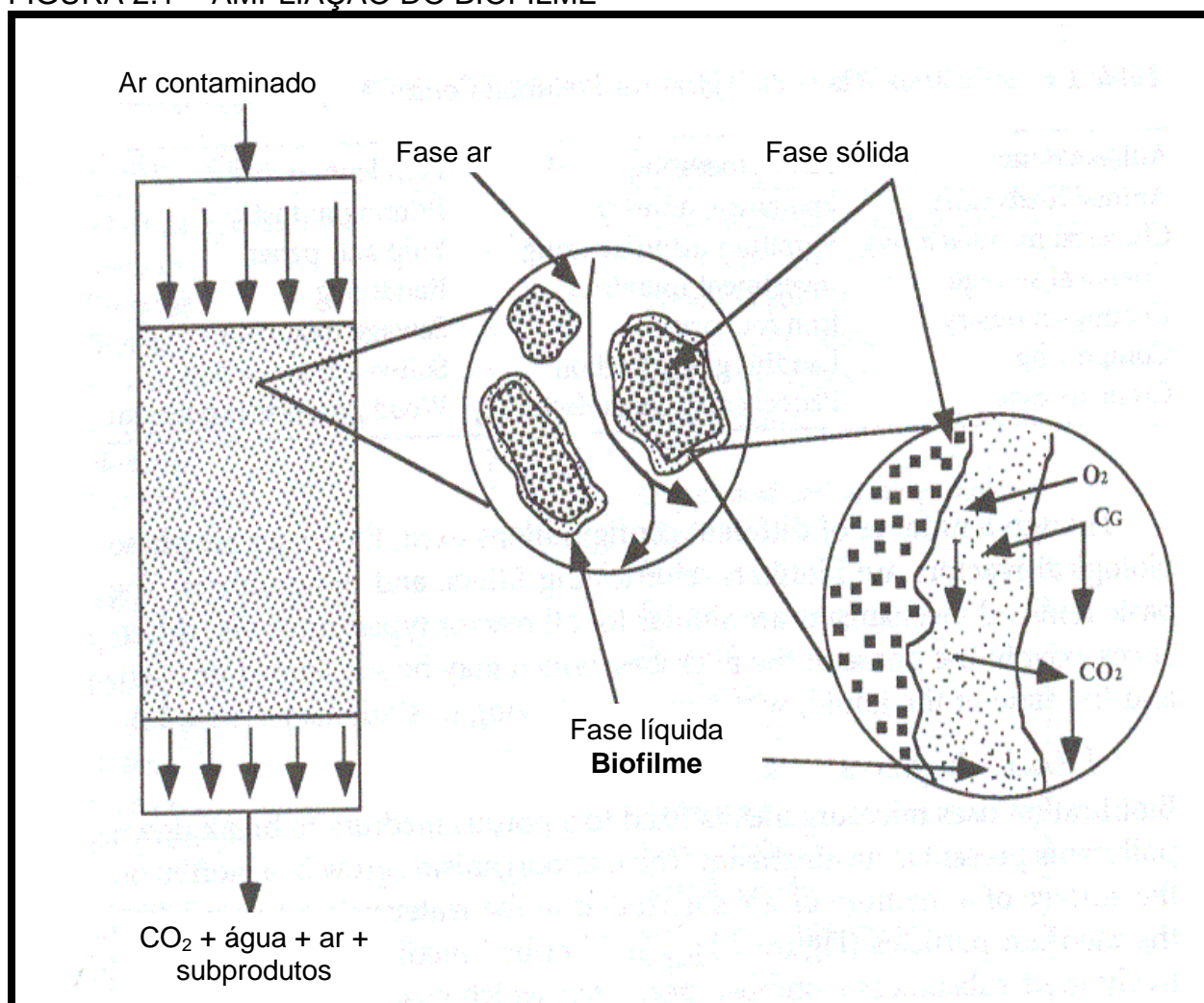
No processo de biofiltração, o tratamento do ar contaminado é realizado em leito formado de partículas úmidas impregnadas com microorganismos. Nesse leito o poluente é transferido do gás contaminado para dentro de uma camada de água, que circunda as partículas sólidas do leito do biofiltro, chamada de biofilme.

Na preparação do leito do biofiltro as partículas do material suporte são impregnadas com os microorganismos. Esses microorganismos ficam aderidos à

superfície das partículas. A partir do início do processo de biofiltração, à medida que ocorre a umidificação do leito do biofiltro, há a formação de uma camada líquida sobre os microorganismos e conseqüentemente sobre as partículas do material suporte. O conjunto desta película que se forma sobre cada partícula recebe o nome de biofilme e dentro dele que os microorganismos irão atuar.

Os microorganismos, residentes na superfície das partículas do leito úmido ou dentro do biofilme, degradam aerobicamente os poluentes, convertendo-os em compostos simples e inócuos ao meio ambiente, como o dióxido de carbono e água. A Figura 2.1 mostra ampliação do leito do biofiltro para possibilitar a visualização do biofilme.

FIGURA 2.1 - AMPLIAÇÃO DO BIOFILME



Fonte: Devinny et al. (1999, p. 08).

A Figura 2.1 apresenta a ampliação de uma pequena parte do leito do biofiltro, onde podem ser visualizados o material suporte e o biofilme. Nessa figura a fase sólida representa o material suporte; a fase ar, os espaços intersticiais entre os materiais suportes empacotados no interior do biofiltro; e a fase líquida, o biofilme.

Quando o gás poluente (C_G) e o ar (O_2) passam pelos espaços existentes no interior do biofiltro (fase ar), moléculas deste gás e do oxigênio penetram na camada superficial do biofilme (fase líquida), onde são encontrados os microorganismos que irão degradar os poluentes em presença do oxigênio. O gás poluente que passa pelo leito pode penetrar o biofilme ou desviá-lo para penetrá-lo posteriormente. Os produtos resultantes da degradação no interior do biofilme serão água, gás carbônico e outros produtos que dependem do gás poluente que estiver no processo.

No biofiltro os poluentes transferidos através da interface líquido-gás são usados como fonte de nutrientes pelos microorganismos apoiados no leito. A utilização dos poluentes como substrato cria um gradiente de concentração no biofilme, que promove a difusão de moléculas de substrato, desde a fase gás até a fase líquida do biofilme (CORSI e SEED, 1995, p. 151).

O tamanho do biofilme é variável ao longo do tempo, uma vez que as colônias de microorganismos crescem rapidamente na superfície do suporte, o que acarreta o aumento da perda de carga no leito do biofiltro (DEVINNY et al. 1999, p. 34).

Nos sistemas microbiológicos, as células comumente se organizam na forma de filmes sobre a superfície dos sólidos. Quando observados em microscópio, os microorganismos se movimentam lentamente, na ordem de apenas alguns centímetros por minuto (DEVINNY et al. 1999, p. 94).

O biofilme proporciona proteção contra predadores e substâncias tóxicas, uma vez que dificulta a sua penetração e difusão ao longo da película formada (DEVINNY et al. 1999, p. 95).

A água, geralmente presente dentro do biofilme, é estacionária; a difusão molecular é a única forma do transporte químico para o interior das células dos microorganismos. Quando os microorganismos estão ativos, eles convertem o poluente mais rapidamente do que este pode dispersar-se no meio (DEVINNY et al. 1999, p. 95).

De acordo com Cohen (2001, p. 259), a espessura do biofilme é influenciada por muitos fatores, que incluem a vazão do gás tratado no biofiltro, a composição do material suporte e o próprio biofiltro.

O biofilme não é totalmente ativo e a sua atividade aumenta com a espessura. Existe uma espessura chamada ativa, a partir da qual é possível converter os reagentes. A partir de determinada espessura do biofilme, a difusão dos nutrientes se torna limitante e controla a velocidade global da reação (LAZAROVA e MANEM, apud COHEN, 2001, p. 260).

2.4.5. Parâmetros que influenciam o processo

Diversos fatores operacionais influenciam o desempenho de um biofiltro. Os parâmetros mais importantes são o conteúdo de umidade, o pH e a temperatura do leito. Outros fatores também influenciam o tempo de vida do leito ou desempenho do sistema (DEVINNY, 1999, p. 51). A seguir são apresentados estes parâmetros.

2.4.5.1 *Material suporte*

O leito do biofiltro é basicamente constituído de material suporte, que pode ser de origem orgânica, inorgânica ou sintética, ao qual se adicionam microorganismos, nutrientes e outros compostos que sejam necessários ao crescimento microbiano e ao tratamento do gás.

Os materiais de origem orgânica geralmente utilizados como suportes são estes: solo, turfa, bagaço de cana, casca de árvores e composto orgânico. Os

materiais inorgânicos e sintéticos, utilizados como suporte, são carvão ativado, cerâmica monolítica, partículas cerâmicas, gotas de poliestireno, pneu granulado, esferas de vidro e outros (MOE e IRVINE, 2001, p. 1407).

De acordo com Deshusses (1997, p. 335), a principal função do material suporte é permitir a formação do biofilme sobre a sua superfície, além de servir como reservatório de água e nutrientes para os microorganismos residentes. Segundo Leson e Winer (1991, p. 1050), para um biofiltro operar eficientemente, os materiais suportes devem apresentar as seguintes características:

- proporcionar ótimas condições ambientes para a população microbiana residente alcançar e manter alta taxa de degradação do poluente e;
- proporcionar amplas superfícies de reação e baixas perdas de carga, de acordo com a distribuição do tamanho das partículas do biofiltro e a estrutura dos poros.

A perda de carga no leito do biofiltro é função da qualidade e quantidade do material, da umidade do suporte e da velocidade superficial do gás de alimentação (SHODA, LANGENHOVE et al., apud RAMÍREZ-LÓPEZ et al., 2003, p. 261).

De acordo com Elias et al. (2002, p. 813), a compreensão do modo de atuação dos microorganismos nos biofiltros é fundamental para o seu desenvolvimento; o material suporte dos microorganismos deve ter as seguintes características:

- alta capacidade de retenção de umidade;
- alta porosidade;
- capacidade de manter o pH constante;
- alto conteúdo disponível de nutriente;
- população microbiana diversa e adaptável;
- baixo custo;
- vida longa (mecanicamente resistente e quimicamente inerte e estável).

Os materiais suportes variam de tamanho e forma e afetam as

características do leito, principalmente, a perda de carga e a área superficial do biofilme. As partículas dos suportes podem ser regulares, com baixa relação área/volume, ou irregulares, contendo microporos que fornecem grande área superficial em relação ao seu volume.

Alguns materiais suportes já contêm naturalmente diversas culturas de microorganismos, enquanto outros são inertes; e os microorganismos devem ser inoculados. O custo dos materiais suportes varia de poucos dólares por metro cúbico, como por exemplo, para os resíduos agrícolas, a centenas de dólares por metro cúbico para os suportes fabricados artificialmente, como a espuma de poliuretano picada.

A natureza do material suporte afeta a frequência de substituição do leito, atividade bacteriana e a perda de carga e, portanto, influencia a eficiência de remoção dos poluentes e os custos operacionais (DEVINNY et al., 1999, p. 41).

Os materiais suportes naturais como solo, composto ou casca de árvores compactam facilmente durante a operação, e reduzem os espaços vazios do leito aumentando a perda de carga. Os materiais sintéticos (plástico, cerâmica e metal) permitem a montagem de leitos com maior porosidade e mais estáveis ao longo do tempo (SCHWARZ et al., 2001, p. 476).

2.4.5.2 Umidade

O adequado funcionamento de um biofiltro depende do conteúdo de umidade do leito. O teor de umidade é parâmetro importante, uma vez que está relacionado com a atividade microbiana e a capacidade tamponante do meio. O valor ótimo de umidade num biofiltro varia de 40 a 60% em peso, dependendo do tipo de material (OTTENGRAF et al., 1986, p. 62).

Segundo Conventi et al. (2001, p. 29), a falta da umidade provoca no leito do biofiltro os seguintes problemas:

- quebraimento do leito, principalmente próximo da zona de entrada do gás;

- diminuição da atividade microbiana;
- formação de canais preferenciais no interior do leito;
- contração do leito com conseqüente obstruções e aumento dos gastos energéticos.

Da mesma forma que a falta de umidade acarreta problemas, o excesso de umidade provoca outras:

- oclusão dos poros;
- redução do tempo de residência e eficiência do sistema;
- aparecimento de zonas anaeróbias e formação de produtos com cheiro desagradável;
- redução da fronteira ou interface gás-líquido e problemas na transferência de oxigênio;
- redução da drenagem de compostos presentes do biofiltro e;
- formação de compostos ácidos e concentrados que cumpre eliminar.

Para os leitos orgânicos, a umidade na faixa de 50 – 60% em base seca garante bom desempenho ao biofiltro (LITH et al. e LEE et al., apud BOHN e BOHN, 1999, p. 156). Para os leitos inorgânicos de alumina-silicato, esta faixa de umidade também é adequada, mas depende da distribuição do tamanho e da porosidade das partículas (BOHN e BOHN, 1999, p. 157).

O consumo de água no biofiltro depende da temperatura de operação, do calor liberado pela oxidação microbiana dos poluentes, da umidade relativa do gás e das precipitações atmosféricas para o caso dos biofiltros abertos. Devido à evaporação, é necessário fornecer continuamente água ao sistema para garantir um grau de saturação maior que 95% e, assim, assegurar as condições ideais para os microorganismos. Isso pode ser realizado pela umidificação contínua da corrente residual, utilizando um sistema de aspersão de água colocado antes da unidade de biofiltração, ou por meio da umidificação periódica do material suporte, utilizando aspersores artificiais ou atomizadores (CONVERTI et al., 2001, p. 29).

2.4.5.3 pH

O efeito do pH sobre os sistemas biológicos é o resultado indireto da sua ação sobre a velocidade das reações enzimáticas que acontecem no interior do biofiltro. Os biofiltros são projetados para operar próximo do pH 7, que é considerado, na maioria dos casos, uma condição ideal; entretanto alguns microorganismos são abundantes e ativos nos ecossistemas naturais, cujo pH é mais alto ou mais baixo do que o padrão.

Cada espécie de microorganismo adapta-se melhor a determinada faixa de pH e, se as condições forem modificadas rapidamente, o desempenho dos microorganismos é alterado. Considerando a presença de um filme líquido estacionário em torno das partículas do leite, durante a bioconversão de compostos halogenados e contendo nitrogênio, observa-se a formação de produtos ácidos, como ácido sulfúrico, nítrico e clorídrico. Como consequência, a atividade microbiana pode reduzir-se ou até cessar, comprometendo seriamente a eficiência do biofiltro.

Este problema é contornado com a utilização de substâncias com elevada capacidade tampão, como carbonato de cálcio, dolomita, calcário, fosfatos e outros materiais insolúveis alcalinos, apesar de os produtos de neutralização, às vezes, alcançarem níveis inibidores (OTTENGRAF, 1986, p. 64). A capacidade tampão do leite pode ser definida como a quantidade de íon hidrogênio que deve ser adicionada para modificar o pH (DEVINNY et al., 1999, p. 64).

Para o tratamento de compostos sulfurosos, as bactérias que oxidam o enxofre atuam em ampla faixa de pH, que varia de 1,0 – 8,0, dependendo das espécies presentes (BROCK e MADIGAN, apud YANG e ALLEN, 1994, p. 867). Para o sulfeto de hidrogênio, as variações de pH aceleram as reações com o suporte e favorecem a sua remoção.

2.4.5.4 Temperatura

A temperatura influencia o crescimento microbiano, a atividade enzimática e

os processos metabólicos. Os microorganismos aeróbios que normalmente estão presentes nos biofiltros são os mesófilos e, portanto, a temperatura deve ser mantida na faixa de 20° C a 40° C, com valor ótimo de 35° C para os mais comuns.

Apesar de a microflora que reside no interior do biofiltro poder adaptar-se à temperatura de até 50° C, mas nunca acima de 65° C, o ideal é manter a temperatura do biofiltro sempre abaixo de 45° C (BOHN, apud CONVERTI et al., 2001, p. 30). Um microorganismo é pequena bagagem de compostos químicos e enzimas; as reações químicas acontecem rapidamente com o aumento da temperatura do meio.

As taxas de reações praticamente duplicam para cada 10° C de acréscimo na temperatura do meio, e a atividade metabólica microbiana aumenta proporcionalmente durante esta variação (DEVINNY, 1999, p. 60). Entretanto existem limites. Altas temperaturas fazem a reação ocorrer tão rapidamente que a coordenação metabólica é dilacerada. As enzimas, por exemplo, apresentam temperatura limite, além da qual são desnaturadas. Outros componentes da célula, como a estrutura dos lipídios das membranas, também são decompostos em altas temperaturas.

Se a temperatura do sistema for baixa, observa-se a redução do metabolismo e da atividade celular dos microorganismos, o que reduz a remoção dos poluentes. Nesses casos, a maioria dos microorganismos tornam-se inativos e cessam as suas funções. Por outro lado, alguns microorganismos são ativos em temperaturas próximas do ponto de congelamento da água e muitos podem sobreviver congelados; ora nenhum pode ser ativo enquanto congelado.

É importante ressaltar que as velocidades de reação e difusão dos reagentes e produtos aumentam com o aumento da temperatura e que esse efeito é contrabalançado pela diminuição da solubilidade dos compostos a serem removidos e da capacidade de adsorção física do material suporte.

Quanto à remoção do sulfeto de hidrogênio, têm-se indicações de que os

melhores resultados são obtidos em altas temperaturas, obtidas devido às reações de oxidação química e biológica do reagente (YANG e ALLEN, 1994, p. 867).

2.4.5.5 Concentração dos poluentes

A quantidade de poluente que é convertida no biofiltro é uma medida primária da sua eficiência. As concentrações de entrada e saída do biofiltro devem ser continuamente monitoradas para se determinar a eficiência de remoção.

De acordo com Devinny et al. (1999, p. 195), existem dificuldades envolvidas na amostragem da concentração da mistura reagente no interior do biofiltro. O conhecimento da concentração nas direções radial e axial do suporte permite a determinação dos coeficientes de transferência de massa e do regime de operação do sistema, ou seja, operação limitada pela atividade biológica ou pela difusão no biofilme.

O desempenho do biofiltro é afetado tanto pela concentração média de entrada como pela sua variabilidade. Os microorganismos convertem melhor os poluentes, quando as concentrações são constantes. A ocorrência de picos de alta concentração pode causar problemas à população microbiana. Os biofiltros sobrecarregados de poluentes podem gerar produtos que são arrastados do sistema, antes que a sua degradação seja completada (DEVINNY e HODGE, apud DEVINNY et al., 1999, p. 197).

2.4.5.6 Microorganismos

PENA (1997, p. 05) cita em seu trabalho que diversos microorganismos podem ser utilizados para a degradação de poluentes nos biofiltros, entre eles bactérias, leveduras e fungos.

O composto orgânico possui maior densidade de população de microorganismos que o solo ou a turfa (LESON e WINER, apud PENA, 1997). Muitos dos microorganismos encontrados naturalmente nos materiais suportes dos

biofiltros são bactérias. Dependendo da composição do gás, da vazão e das condições físico-químicas no biofiltro, desenvolvem-se diferentes misturas de populações (COX, apud PENA, 1997, p. 05).

O crescimento e a atividade metabólica dos microorganismos num biofiltro depende inicialmente da presença do oxigênio dissolvido no biofilme, da ausência dos compostos tóxicos aos microorganismos, da disponibilidade dos nutrientes, de umidade satisfatória e discretas mudanças de temperatura e pH. O controle de todos esses parâmetros é essencial para que uma operação de biofiltração seja eficiente (LESON e WINER, 1991, p. 1049).

A biofiltração utiliza predominantemente organismos heterotróficos que usam os compostos orgânicos do gás de alimentação e o carbono como fontes de energia. Na partida de um processo de biofiltração, a inoculação dos microorganismos heterotróficos no material suporte deverá alterar a distribuição da população microbiana existente.

A aclimação dos microorganismos que convertem os compostos orgânicos biodegradáveis ocorre, geralmente, em dez dias (OTTENGRAF, apud LESON e WINER, 1991, p. 1049). Quando os compostos são pouco biodegradáveis, a inoculação com uma cultura apropriada pode reduzir o período de aclimação para aqueles microorganismos que estão presentes no material suporte (DON, BARDTKE e HIPPCHEN, apud LESON e WINER, 1991, p. 1049).

Os resultados relatados por Ottengraf (apud LESON e WINER, 1991, p. 1049) mostram que os biofiltros podem operar de forma intermitente, com no máximo duas semanas de interrupção do processo, sem que ocorra redução significativa da atividade microbiana. Por outro lado, para se evitar a limitação de oxigênio e a desidratação do biofiltro, uma aeração periódica e umidificação do suporte são aconselháveis durante os períodos de parada.

Segundo Ottengraf e Oever (1983, p. 3090), vários pesquisadores têm estudado a distribuição dos microorganismos nos biofiltros e têm observado que a

remoção dos compostos orgânicos voláteis é maior, quando a densidade de microorganismos é maior.

2.4.5.7 Microorganismos na biofiltração do H_2S

Vários microorganismos tais como *Xanthomonas* sp., *Hyphomicrobium* sp., *Pseudomonas* sp. e *Thiobacillus* sp. têm sido identificados como capazes de oxidar o H_2S em reatores biológicos. Os produtos resultantes da oxidação dependem da linhagem dos microorganismos. Muitas espécies são capazes de oxidar o H_2S em enxofre elementar que será armazenado nas células dos microorganismos. Este enxofre elementar poderá oxidar-se em sulfato quando a concentração de H_2S do ambiente for baixa e, nesse caso, a redução do pH acarretará no retardo da atividade microbiana e inibição da oxidação do H_2S (CHUNG et al., 1997, p. 58 e 59).

Dentro dos microorganismos capazes de oxidar o H_2S , as bactérias quimioheterotróficas do gênero *Thiobacillus* parecem ser as mais aceitas para tal efeito devido às suas simples necessidades nutritivas; facilidade no desenvolvimento utilizando o H_2S como fonte de energia; alta eficácia; resistência às substâncias tóxicas e viabilidade em ampla faixa de pH. Esses microorganismos possibilitam uma oxidação direta do sulfeto de hidrogênio a enxofre e sulfatos em contato com o oxigênio fornecido pelo ar (MORGAN et al., 2001, p. 212; OYARZÚN et al., 2003, p. 01-02).

De acordo com Oyarzún et al. (2003, p. 01-02), é possível estabelecer uma população microbiana capaz de oxidar o H_2S inoculando lodo ativado e possibilitando condições de operação ao biofiltro para selecionar microorganismos com alta atividade de degradação; no entanto a eficiência é limitada e a capacidade de remoção do H_2S não é constante. Uma estratégia de sucesso para obter populações microbianas com alta atividade de degradação do H_2S seria selecionar e enriquecer uma cultura mista de microorganismos para a inoculação do biofiltro.

Diversos trabalhos sobre biofiltração relatam a utilização do lodo ativado de

estações de tratamento de efluentes industriais, como fonte microbiana para o tratamento de gases poluentes, incluindo o sulfeto de hidrogênio (SHINABE et al., 2003, p. 210; WANI et al., 2001, p. 04; SHOJAOSADATI e ELYASI, 1999, p. 140; MALHAUTIER et al., 2002, p. 146 e BURGESS et al., 2001, p. 46).

No trabalho de Wani et al. (2001, p. 04), o lodo ativado, proveniente do efluente de uma indústria de celulose e papel, foi incorporado ao recheio do biofiltro como fonte de microorganismos, utilizados para o tratamento de mistura sintética de gases sulfurosos.

Segundo Pelczar Jr. (1996, p. 357), as águas residuárias, industriais ou urbanas, apresentam alta diversidade microbiana, onde estão presentes fungos, protozoários, algas, bactérias e vírus.

Souza (2003, p. 42-43) cita que em sistemas de tratamento de águas residuárias vários são os fatores que podem influenciar no crescimento microbiológico, portanto, é necessário se conhecer quais são as condições ambientais nas quais estão expostos os microorganismos de uma estação biológica de tratamento, assim como os principais fatores que podem influenciar de forma negativa no processo, como: temperatura; nutrientes; pH; oxigênio dissolvido; Demanda Bioquímica de Oxigênio (DBO), Demanda Química de Oxigênio (DQO) e substâncias tóxicas.

A Demanda Bioquímica de Oxigênio (DBO) é a quantidade de oxigênio dissolvido requerida pelos microorganismos para a degradação aeróbia da matéria orgânica presente no esgoto. Num período de tempo de cinco dias, numa temperatura de incubação de 20° C, a DBO freqüentemente usada é de 5,20 para um corpo d'água em condições ideais. A grandeza da DBO é uma indicação da quantidade de material orgânico no efluente; quanto mais material orgânico oxidável estiver presente, maior será a DBO (PELCZAR JR., 1996, p. 357, 358).

A Demanda Química de Oxigênio (DQO) é a quantidade de oxigênio necessária para oxidação de matéria orgânica através de um agente químico. Os

valores da DQO normalmente são maiores que os da DBO, sendo o teste realizado num prazo menor e em primeiro lugar, servindo os resultados de orientação para o teste da DBO. O aumento da concentração de DQO num corpo d'água se deve principalmente a despejos de origem industrial.

Um elevado valor da DBO ou DQO pode indicar um incremento da microflora presente e são provocados por despejos de origem predominantemente orgânica.

O lodo ativado em uma indústria é uma das etapas do tratamento de efluentes e sua característica é a vigorosa aeração do esgoto, resultando na formação de abundantes partículas com depositores microbianos aeróbios. Essa aeração permite uma oxidação contínua e a decomposição aeróbia dos despejos (PELCZAR JR., 1996, p. 359).

Sabe-se que qualquer tentativa de enumeração da microflora presente numa amostra, por meio de técnicas de cultivo em laboratório, fornecerá somente uma fração do valor real. Estas técnicas, por exemplo, não abrangem a grande variedade de grupos nutricionais e fisiológicos presentes nas diversas amostras, em função das condições artificiais criadas em laboratório (TORTORA et al., 2000).

Apesar dos valores obtidos não serem exatos, acabam sendo aplicados como referências nos mais diferentes processos. Por exemplo, pesquisas de biorremediação de solos demonstraram a conformidade da enumeração de microorganismos para monitoramento de processos de biorremediação. Nesse caso os resultados sugerem que a enumeração microbiana é útil para avaliar a ocorrência, a eficiência e o status do processo (KAO et al., 2001).

2.4.5.8 Nutrientes

Segundo Souza (2003, p. 47), nutrientes são todos os elementos utilizados pelos microorganismos para a síntese de sua massa celular, são geralmente

classificados em dois grupos: macronutrientes e micronutrientes. Macronutrientes são carbono (C), oxigênio (O₂), hidrogênio (H), nitrogênio (N), fósforo (P) e enxofre (S). Micronutrientes são todos os outros elementos necessários ao desenvolvimento normal dos microorganismos, ou seja, alumínio (Al), cálcio (Ca), cobalto (Co), cobre (Cu), ferro (Fe), magnésio (Mg), manganês (Mn), molibdênio (Mo), potássio (K), sódio (Na) e zinco (Zn).

Os microorganismos nos biofiltros utilizam os poluentes como fonte de energia e carbono; entretanto também necessitam dos nutrientes minerais como nitrogênio, fósforo, potássio, enxofre, cálcio, magnésio, sódio, ferro e outros. Algumas espécies necessitam de compostos especiais, como vitaminas, que não podem ser produzidos pelos próprios microorganismos.

A operação de um biofiltro com bom desempenho requer que os nutrientes estejam disponibilizados na forma e na quantidade que atenda à necessidade da atividade microbiana (DEVINNY et al., 1999, p. 65).

O meio composto orgânico apresenta vantagem em relação à presença de nutrientes, uma vez que estes estão naturalmente presentes no meio. O composto pode ser preparado das mais variadas formas, sempre como mistura de vários elementos, tais como resíduos de plantas, lodo de estação de tratamento de efluentes ou lodo de esgoto ou outros resíduos orgânicos.

Os materiais suportes inorgânicos tais como pedra, carvão ativado, peças plásticas ou espuma de poliuretano não contêm suprimento apropriado de nutrientes; portanto eles devem ser adicionados, quando o biofiltro é colocado em operação, sob a forma de sais de nitrogênio, fósforo e potássio solubilizados em água (DEVINNY et al., 1999, p. 66).

Nos sistemas que utilizam meios sintéticos as limitações de nutrientes são freqüentes, o que causa a rápida diminuição do desempenho do biofiltro. O material suporte natural orgânico é geralmente considerado o mais adequado por conter suprimento suficiente de nutriente para o crescimento microbiano (MOE e IRVINE,

2001, p. 1407).

2.5 MATERIAIS SUPORTES PARA OS BIOFILTROS

2.5.1. Bagaço de cana

O bagaço de cana é o resíduo agrícola da indústria açucareira e o maior resíduo da agroindústria brasileira. As próprias usinas utilizam este bagaço como fonte energética, substituindo o óleo combustível no processo de aquecimento das caldeiras para a geração de energia elétrica.

Nos últimos anos, tem ocorrido aumento na utilização mais eficiente dos resíduos industriais, incluindo o bagaço de cana. Muitos processos e produtos têm utilizado o bagaço de cana como matéria prima. Esses processos incluem a geração de energia, produção de papel e celulose e produtos baseados na fermentação. Vários produtos químicos e metabólicos têm sido obtidos de processos que envolvem bagaço de cana, tais como álcool e alcalóides, cogumelos, alimento animal enriquecido com proteína e enzimas (PANDEY et al., 2000, p. 69).

Apesar de ser utilizado nas fábricas como combustível para caldeiras, ainda existem grandes quantidades acumuladas, o que acarreta problemas de estocagem, mau cheiro, grande quantidade de insetos nas proximidades, e fermentação natural que ocorre pela grande quantidade de açúcar disponível.

As fibras do bagaço da cana contêm, como principais componentes, cerca de 50% (p/p) de celulose, 25% (p/p) de hemicelulose e 25% (p/p) de lignina, sendo este último responsável pelo seu poder calórico (ZANDERSONS et al., apud SENE et al., 2002, p. 154). De acordo com Pandey et al. (2000, p. 70), quimicamente o bagaço de cana contém aproximadamente 50% (p/p) de α -celulose, 30% (p/p) de pentosanas e 2,4% (p/p) de cinzas. Devido ao seu baixo conteúdo de cinzas, o bagaço de cana oferece numerosas vantagens em comparação a outros resíduos, como palha de arroz e palha de milho os quais têm respectivamente 17,5% e 11,0%

de conteúdo de cinzas.

O bagaço de cana contém frações residuais de sais minerais (cinzas), carboidratos, vitaminas, proteínas e fenóis (MOHAN, 2001, p. 38), cuja remoção é necessária para se obter um suporte inerte.

2.5.2. Casca de *Pinus*

A casca de *Pinus* é um subproduto originado na etapa de descascamento das árvores de *Pinus* que são utilizadas na fabricação da pasta mecânica e da celulose nas indústrias de celulose e papel.

A casca de *Pinus* é um excelente adsorvente de poluentes atmosféricos. A superfície da casca é bastante porosa e a ausência de processos metabólicos fazem com que ela seja quase inerte na presença de substâncias orgânicas e inorgânicas. Devido a essas características, as cascas de *Pinus* têm sido costumeiramente utilizadas como bioindicadores passivos para o monitoramento de poluentes gasosos (SCHULZ et al., 1999, p. 49). As cascas de *Pinus* também são usadas para se quantificar as taxas de precipitação de poluentes nas florestas (SCHULZ et al., apud SCHULZ et al., 1999, p. 50).

As cascas de *Pinus* são freqüentemente utilizadas para o bio-monitoramento de compostos contendo sulfato, cálcio e metais pesados suspensos no ar. Para o monitoramento de hidrocarbonetos, compostos aromáticos, policíclicos e compostos orgânicos semivoláteis ainda não existem muitos dados na literatura especializada. Atualmente, os musgos e os líquens são os mais utilizados como bioindicadores da poluição atmosférica (SCHULZ et al., 1999, p. 50).

2.5.3. Turfa

A turfa é material comercial de origem vegetal parcialmente fossilizado, de cor marrom escura, que se produz no decorrer dos séculos e que constitui a primeira

etapa de transformação de um vegetal em mineral. Ela é formada em solos úmidos pouco oxigenados, onde a taxa de acúmulo do material de origem vegetal é maior que a sua decomposição. A turfa é material constituído na sua maioria por lignina e celulose (VIRARAGHAVAN e RANA, apud COUILLARD, 1994, p.1261).

A turfa tem alta capacidade de adsorção de metais de transição e moléculas orgânicas polares. Além disso, os estudos microscópicos mostram que a turfa é material altamente poroso (fração de vazios da ordem de 0,95), e com grande área específica, da ordem de 200 m²/g (COUILLARD, 1994, p. 1262).

As propriedades da turfa dependem de uma série de fatores, incluindo as condições ambientes durante a sua formação, a extensão de sua decomposição (BÉLANGER et al. apud COUILLARD, 1994, p. 1262) e o método de coleta (GAVRIL'CHIK et al. apud COUILLARD, 1994, p. 1262).

Embora a composição da turfa seja praticamente invariável, dependendo da forma com que é removida do seu estado natural no solo, drenada, seca, moída e triturada mecanicamente, as suas propriedades podem variar. A perda da capacidade de retenção de umidade, a porosidade e a permeabilidade são as principais propriedades que podem ser alteradas durante o processamento da turfa (COUILLARD, 1994, p. 1262).

Os principais elementos que são encontrados na turfa são bário (Ba), cálcio (Ca), cádmio (Cd), cobalto (Co), cromo (Cr), ferro (Fe), lantânio (La), manganês (Mn), níquel (Ni), titânio (Ti), zinco (Zn), alumínio (Al), berílio (Be), cobre (Cu), chumbo (Pb), magnésio (Mg), sódio (Na) e estrôncio (Sr), e seu conteúdo varia com a profundidade da camada removida de turfa (MARKERT e THORNTON, apud COUILLARD, 1994, p. 1262).

A turfa mais fibrosa é aquela parcialmente decomposta, e apresenta melhores características hidráulicas e adsorventes. Este tipo de turfa tem alto volume de poros e retém grandes quantidades de água. Quando secas, as fibras se separam e as partículas mais finas são excluídas, resultando assim em maior espaço de vazios na turfa.

A turfa é muito utilizada em processos de biofiltração e apresenta bons resultados devido suas características adsorventes. Por isso o material comercial turfa foi utilizado para comparação com os resíduos industriais bagaço de cana e casca de *Pinus*.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 INTRODUÇÃO

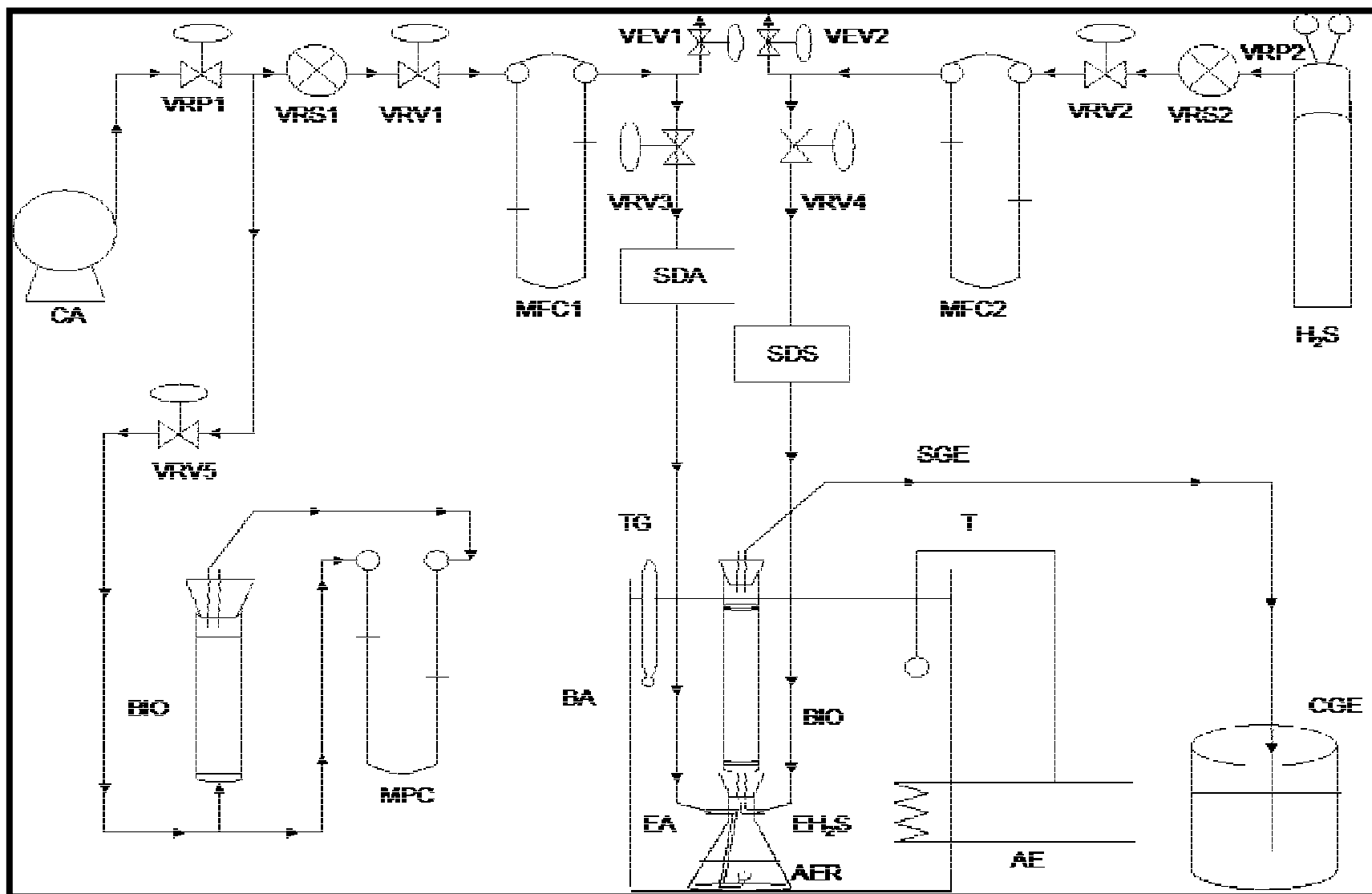
Neste capítulo expõem-se o material e os métodos utilizados para se desenvolver o estudo do processo de biofiltração do gás sulfeto de hidrogênio, utilizando resíduos industriais e o material comercial turfa. Basicamente, são descritos os sistemas que constituíram a instalação experimental, a sistemática de preparo e as principais características dos biofiltros, as condições operacionais empregadas, a sistemática de coleta dos dados e as análises microbiológicas dos biofiltros.

3.2 INSTALAÇÃO EXPERIMENTAL

A instalação experimental, em escala de laboratório, foi constituída pelo Sistema de Alimentação dos Reagentes (SAR), Sistema de Reação (SR), Sistema de Coleta das Emissões Efluentes (SCE) e, Sistema de Medida de Perda de Carga nos Biofiltros (SPC).

Os sistemas que constituíram a instalação experimental estão apresentados nas Figuras 3.1 e 3.2. A Figura 3.1 mostra um diagrama esquemático da instalação experimental utilizada no estudo do processo de biofiltração do sulfeto de hidrogênio, enquanto a Figura 3.2 mostra o esquema de montagem da instalação experimental. A montagem da instalação experimental foi realizada no laboratório das Usinas Piloto da Universidade Federal do Paraná (UFPR).

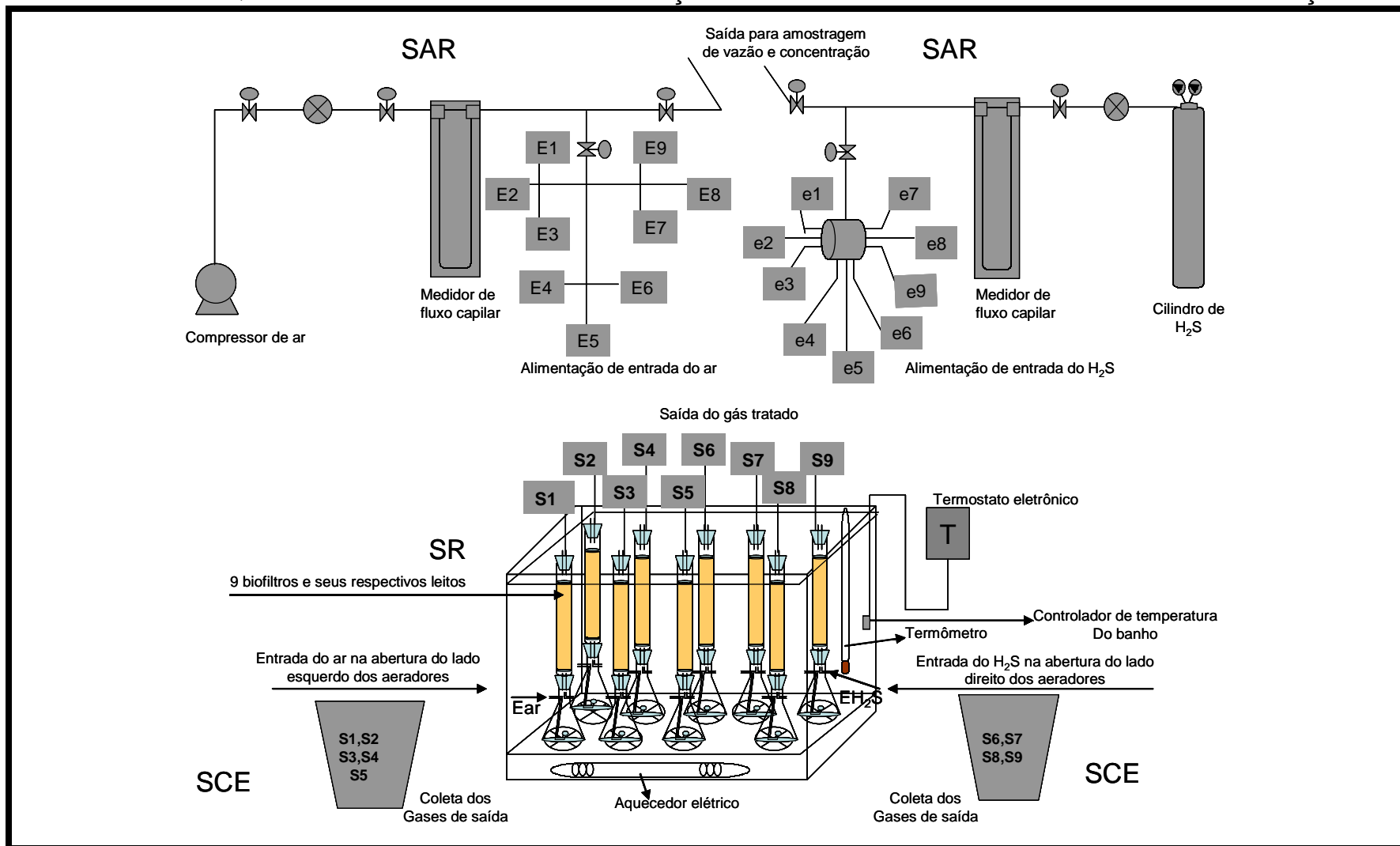
FIGURA 3.1 - DIAGRAMA ESQUEMÁTICO DA INSTALAÇÃO EXPERIMENTAL DO PROCESSO DE BIOFILTRAÇÃO



Legenda do Diagrama Esquemático da Instalação Experimental do Processo de Biofiltração:

AER	- aerador
AE	- aquecedor elétrico
BA	- banho aquecido
BIO	- biofiltro
CA	- compressor de ar
CGE	- coletor dos gases efluentes
EA	- entrada de ar
EH ₂ S	- entrada de sulfeto de hidrogênio 3000 ppmv ou 0,3% v/v
H ₂ S	- gás sulfeto de hidrogênio 3000 ppmv ou 0,3% v/v
MFC1	- medidor de vazão de fluxo capilar (1)
MFC2	- medidor de vazão de fluxo capilar (2)
MQP	- medidor de queda de pressão
SAN	- Sistema de Análise do Sulfeto de Hidrogênio
SAR	- Sistema de Alimentação dos Reagentes
SCE	- Sistema de Coleta das Emissões Efluentes
SDA	- Sistema de Distribuição do Ar
SDS	- Sistema de Distribuição do Sulfeto de Hidrogênio
SGE	- Saída dos Gases Efluentes
SQP	- Sistema de Medida da Queda de Pressão
SR	- Sistema de Reação
T	- termostato
TG	- termômetro graduado
VBV1	- válvula de escape de vazão (1)
VBV2	- válvula de escape de vazão (2)
VRP1	- válvula reguladora de pressão primária (1)
VRP2	- válvula reguladora de pressão primária (2)
VRS1	- válvula reguladora de pressão secundária (1)
VRS2	- válvula reguladora de pressão secundária (2)
VRV1	- válvula reguladora de vazão (1)
VRV2	- válvula reguladora de vazão (2)
VRV3	- válvula reguladora de vazão (3)
VRV4	- válvula reguladora de vazão (4)
VRV5	- válvula reguladora de vazão (5)

FIGURA 3.2 - ESQUEMA DE MONTAGEM DA INSTALAÇÃO EXPERIMENTAL DO PROCESSO DE BIOFILTRAÇÃO



Legenda do Esquema de Montagem da Instalação Experimental do Processo de Biofiltração:

SAR	- Sistema de Alimentação dos Reagentes
SR	- Sistema de Reação
SCE	- Sistema de Coleta de Emissões Efluentes
E1	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (1)
E2	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (2)
E3	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (3)
E4	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (4)
E5	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (5)
E6	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (6)
E7	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (7)
E8	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (8)
E9	- mangueira de alimentação do ar no biofiltro (9)
e1	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (1)
e2	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (2)
e3	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (3)
e4	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (4)
e5	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (5)
e6	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (6)
e7	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (7)
e8	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (8)
e9	- mangueira de alimentação do H ₂ S no biofiltro (9)
S1	- mangueira de saída de gases do biofiltro (1)
S2	- mangueira de saída de gases do biofiltro (2)
S3	- mangueira de saída de gases do biofiltro (3)
S4	- mangueira de saída de gases do biofiltro (4)
S5	- mangueira de saída de gases do biofiltro (5)
S6	- mangueira de saída de gases do biofiltro (6)
S7	- mangueira de saída de gases do biofiltro (7)
S8	- mangueira de saída de gases do biofiltro (8)
S9	- mangueira de saída de gases do biofiltro (9)
T	- Termostato Eletrônico

3.2.1. Sistema de Alimentação dos Reagentes

O sistema de alimentação dos reagentes era formado pelos equipamentos que conduziam os reagentes gasosos pela instalação, pelas válvulas controladoras e reguladoras de vazão e pressão, pelos medidores capilares de vazão e pelos distribuidores de gases nos biofiltros.

3.2.1.1 Sistema de Alimentação do Ar

O ar ambiente, alimentado no sistema, foi fornecido por um compressor da marca Schulz de 1,5 HP isento de óleo, através de mangueiras de nylon de ¼ de polegada de diâmetro interno. Para se manter a vazão estável foi utilizada uma válvula reguladora de pressão da marca NORGREEN, posicionada na entrada do sistema, antes da válvula reguladora de vazão do tipo agulha.

A medida da vazão do ar foi realizada com um medidor de vazão do tipo capilar (Apêndice B) calibrado com fluxímetro de filme, o qual está apresentado na Figura 3.3. Após a medida da vazão, o ar alimentado no sistema era distribuído para os biofiltros por meio de um distribuidor construído de aço inoxidável. Para se alimentar os biofiltros, a partir do distribuidor, foram utilizadas mangueiras cristal de 0,6 mm de diâmetro interno conectadas ao sistema reacional, através de conexões de silicone.

Para se realizar os testes de perda de carga nos biofiltros foi instalado no sistema um rotâmetro da marca CENCO nº 20730, previamente calibrado, para suprir vazões de ar superiores às utilizadas no estudo da remoção do sulfeto de hidrogênio nos biofiltros. As curvas de calibração dos medidores capilares de vazão e do rotâmetro são mostradas no Apêndice D.

A vazão de entrada do ar era medida por um medidor de fluxo capilar de vazão, assim como a vazão de entrada da mistura a 0,3% de sulfeto de hidrogênio em ar era

medida pelo outro medidor de fluxo capilar. Ao chegar aos aeradores, as duas correntes de vazões se uniam e eram distribuídas pelos nove biofiltros. Conseqüentemente a vazão de entrada em cada biofiltro era a somatória das duas vazões de entrada subdividida em nove partes iguais.

A vazão de saída de cada biofiltro foi medida diariamente pelo fluxímetro de filme. Dessa forma foi determinada toda a vazão de entrada e de saída dos biofiltros. Devem-se considerar algumas variações devido às perdas de carga nas tubulações do sistema; na entrada dos aeradores e; nos próprios biofiltros.

FIGURA 3.3 - FLUXÍMETRO DE FILME



O fluxímetro de filme foi construído a partir de uma bureta de 50 ml da marca VIDROLABOR onde na parte inferior foi retirada a válvula de controle e construídas duas saídas por estreitamento do vidro: uma lateral, onde era possível o encaixe das mangueiras de fluxo de ar ou gás, e outra longitudinal, onde foi adaptada uma pêra de borracha onde ficava armazenada uma solução de água e sabão que possibilitava a formação de bolhas.

À medida que o ar era medido, entrava na bureta pela extremidade lateral, bolhas se deslocavam ao longo da bureta. Com auxílio de um cronômetro marcava-se o tempo que a bolha levava para deslocar um determinado volume, possibilitando dessa forma o cálculo da vazão do gás ou ar.

3.2.1.2 Sistema de Alimentação do Sulfeto de Hidrogênio

O sistema de alimentação do sulfeto de hidrogênio era constituído pelo cilindro de H_2S , válvula primária reguladora de pressão, válvula secundária reguladora de pressão, válvula NORGREEN, válvula agulha reguladora de vazão, medidor capilar de vazão, distribuidor de gás e conexões todas construídas de aço inoxidável. As mangueiras que alimentavam os biofiltros eram todas de nylon, de $\frac{1}{4}$ de polegada de diâmetro interno, resistentes a este tipo de gás, como mostra a Tabela de compatibilidade química de fluidos apresentada no Apêndice B.

O cilindro de gás, fornecido e certificado pela White Martins Gases Industriais Ltda., foi preparado especialmente sob encomenda na concentração de 0,3% (v/v) de sulfeto de hidrogênio diluído em ar sintético. Dessa forma foi possível diluir a mistura reagente com ar ambiente para se obterem as diferentes concentrações de sulfeto de hidrogênio utilizadas no experimento. A montagem do Sistema de Alimentação dos Reagentes está apresentada na Figura 3.4.

FIGURA 3.4 - SISTEMA DE ALIMENTAÇÃO DOS REAGENTES AR E H₂S



3.2.2. Sistema de Reação

O Sistema de Reação (SR) era formado pelo conjunto de biofiltros, aeradores, banho termostático aquecido, suporte de acrílico, sistema de aquecimento e controle de temperatura e termômetro. A foto da instalação experimental antes da montagem dos biofiltros no sistema reacional utilizado no estudo da biofiltração do sulfeto de hidrogênio é mostrada a seguir na Figura 3.5.

O conjunto de biofiltros era formado por nove reatores com os três tipos de suportes estudados. Em cada biofiltro existia um aerador com entradas laterais independentes para se alimentar e misturar os reagentes e uma placa porosa para saturar o ar com água. Dessa forma foi possível manter o leito do biofiltro sempre úmido, conforme sugerido na literatura especializada. Os aeradores eram de vidro temperado da marca VIDROLABOR.

Os biofiltros eram reatores do tipo leito fixo, construídos de vidro temperado da marca ERMEX, de formato cilíndrico, com diâmetro interno de 3,8 cm e 26,5 cm de altura. Na parte inferior o diâmetro dos biofiltros fora reduzido para permitir o seu encaixe nos aeradores. Na parte superior existiam borrachas de vedação e conexões para as mangueiras de saída do sistema. Para suportar o leito foram utilizadas duas placas de plástico perfuradas e previamente esterilizadas. A fotografia dos nove biofiltros já preparados é apresentada na Figura 3.6.

Para se manter a temperatura do sistema reacional constante foi utilizada uma cuba de vidro 60 x 31 x 61 cm, com água aquecida no seu interior. Na parte inferior da cuba foi colocado um suporte de acrílico, com nove garras para prender e sustentar os aeradores e biofiltros associados. O isolamento térmico da cuba foi realizado com pedaços de isopor, colocados apenas na superfície da lâmina de água. A foto do sistema de reação é apresentada na Figura 3.7.

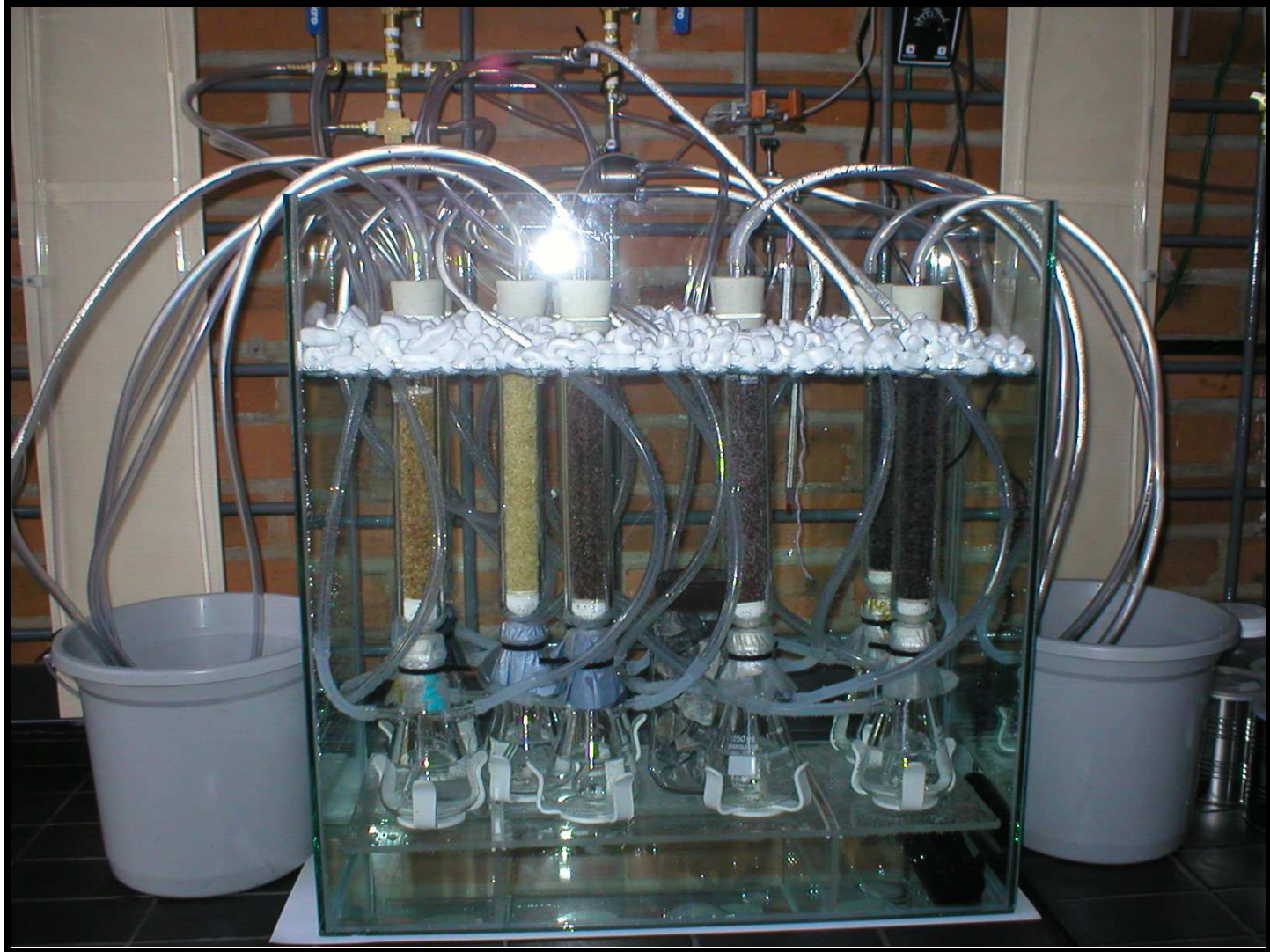
FIGURA 3.5 - INSTALAÇÃO EXPERIMENTAL PARA EXECUÇÃO DO PROCESSO DE BIOFILTRAÇÃO



FIGURA 3.6 - BIOFILTROS MONTADOS PARA O PROCESSO DE BIOFILTRAÇÃO



FIGURA 3.7 - SISTEMA DE REAÇÃO DO PROCESSO DE BIOFILTRAÇÃO



O aquecimento do banho foi realizado com resistência elétrica de 2000 watts; o controle da temperatura foi realizado com resistência elétrica de 300 watts, da marca SHIRUBA KH3300, 110V, associada a um controlador do tipo termostato com precisão de $\pm 3^{\circ}$ C.

Para a medida da temperatura do banho foi utilizado um termômetro de álcool vermelho, com escala de -10° a 110° C, e para a medida da temperatura ambiente um termômetro de mercúrio, com escala de -10° a 360° C, ambos da marca INCOTERM.

Na saída do sistema reacional existiam dois recipientes plásticos que coletavam e tratavam os gases de saída dos biofiltros, conforme descrito em maiores detalhes a seguir.

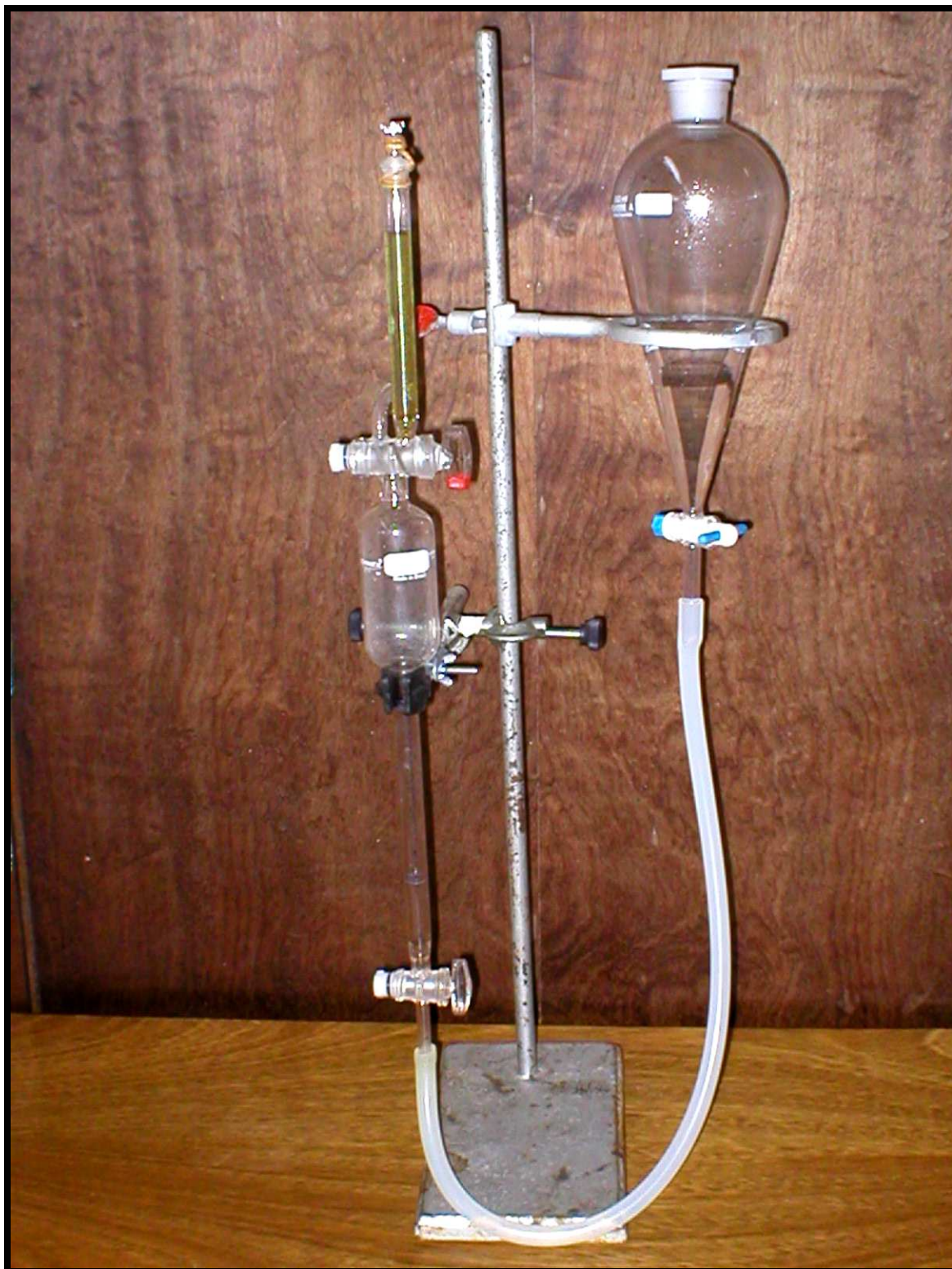
3.2.3. Sistema de Coleta das Emissões Efluentes

O Sistema de Coleta das Emissões de Efluentes (SCE) foi constituído por dois recipientes de 10 litros cada, contendo 2,5 litros de uma solução 1N de NaOH, utilizados para neutralizar os gases ácidos efluentes do sistema reacional. O controle da saturação da solução foi realizado através da medida do pH. A troca da solução do sistema de coleta foi realizada diariamente.

3.2.4. Sistema de Análise do Sulfeto de Hidrogênio

A medida da concentração de entrada e saída do reagente limite foi realizada por meio do Sistema de Análise do Sulfeto de Hidrogênio (SAN). Este sistema era constituído de uma bureta do tipo *Tutwiler*, suportes, garras e reagentes analíticos. O método de análise empregado neste trabalho foi o Método *Tutwiler* (UOP Method 9-85) da “Environmental Protection Agency” (EPA), apresentado no Apêndice D. A foto da bureta de *Tutwiler* é apresentada na Figura 3.8.

FIGURA 3.8 - BURETA DE TUTWILER



Basicamente, este método consiste na retenção de uma corrente gasosa, com sulfeto de hidrogênio na parte superior da bureta *Tutwiler* através do deslocamento de uma solução de amido inicialmente presente. Em seguida a solução de amido é nivelada na bureta e titulada com uma solução de iodo, anotando-se então a quantidade de solução de iodo gasta na titulação (A).

Para se manter a precisão e a reprodutibilidade dos resultados analíticos, para cada análise é necessário a realização simultânea de um teste branco, somente com a solução de amido, solução preparada de acordo com a desejada faixa de concentração de trabalho.

A relação utilizada pelo método UOP 9-85 para o cálculo da concentração do sulfeto de hidrogênio presente na corrente gasosa é dada pela equação (3.1).

$$C_{H_2S} = (A - B) \times C \quad (3.1)$$

onde,

C_{H_2S} = concentração do sulfeto de hidrogênio (g/m³);

A = quantidade de solução de iodo gasta na titulação;

B = quantidade de solução de iodo gasta no teste em branco;

C = fator de correção para a faixa de concentração empregada (= 7,4).

O intervalo de concentração do sulfeto de hidrogênio na corrente gasosa utilizado neste trabalho foi de 60 a 400 partes por milhão em volume (ppmv). Para esta faixa de concentração o método UOP 9-85 recomenda que o valor da constante C na equação (1) seja igual a 7,4.

Pelo método UOP 9-85 a solução C (fator = 7,4) deve ser utilizada para concentrações menores que 431 ppmv, já a solução A (fator = 100) para concentrações entre 427 ppmv e 17250 ppmv.

Cabe salientar que as análises da concentração do sulfeto de hidrogênio, na entrada e saída do sistema reacional, foram repetidas três vezes para cada ponto experimental coletado. Assim, foi possível verificar a precisão e a reprodutibilidade dos resultados. Esses resultados mostram que o método é preciso e reprodutível para a faixa de concentração empregada neste trabalho.

3.2.5. Sistema de Medida de Perda de Carga nos Biofiltros

A determinação da perda de carga no leito dos biofiltros foi realizada pelo Sistema de Medida de Perda de Carga nos Biofiltros (SPC). Os resultados obtidos permitiram também a determinação da porosidade dos leitos dos biofiltros no início e no final da operação do sistema reacional.

O SPC era constituído por um manômetro diferencial em U, com água como fluido manométrico, válvulas reguladoras de pressão e vazão, conexões, suporte para fixação do biofiltro e rotâmetro.

O manômetro foi construído com mangueira cristal de 0,4 mm de diâmetro interno e 0,7 mm de diâmetro externo e fixado em placa de madeira, com escala para a medida da deflexão da coluna de líquido. O rotâmetro utilizado para a medida da vazão do ar era de marca CENCO, tipo cônico com flutuador esférico de metal e escala de 0 a 15 l/min. A foto do sistema de medida de perda de carga no biofiltro é mostrada na Figura 3.9.

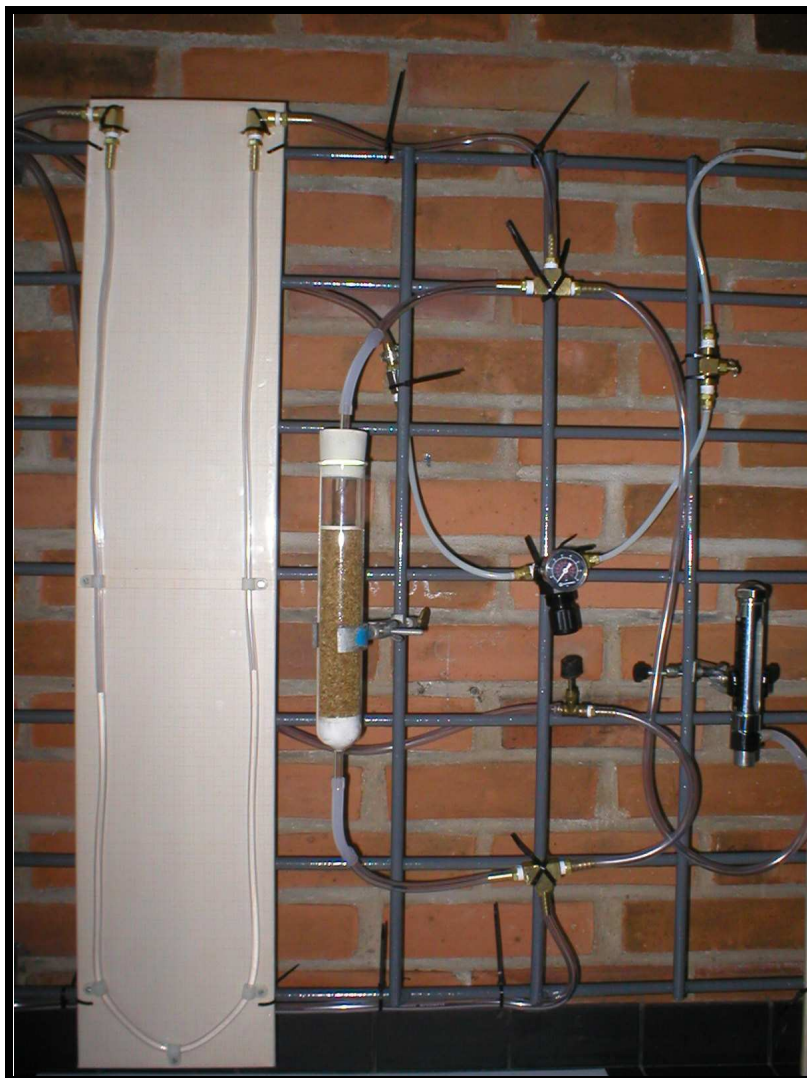
3.3 PREPARO DOS MATERIAIS SUPORTES DOS BIOFILTROS

O estudo da biofiltração do sulfeto de hidrogênio foi desenvolvido utilizando-se três tipos de suportes. Os materiais suportes empregados foram dois resíduos industriais e um material comercial. Os resíduos empregados foram o bagaço de cana e

as cascas de árvore *Pinus* de uma fábrica de papel e celulose. O material comercial utilizado neste trabalho foi a turfa.

O material comercial turfa foi gentilmente cedido pela empresa NITRAL URBANA LABORATÓRIOS LTDA., situada em Pinhais no Paraná. O bagaço de cana foi obtido diretamente em pontos de venda de caldo de cana de açúcar da região metropolitana de Curitiba. As cascas de árvore, do tipo *Pinus*, foram fornecidas pela Companhia Celulose e Papel do Paraná (COCELPA), localizada na cidade de Araucária no Paraná.

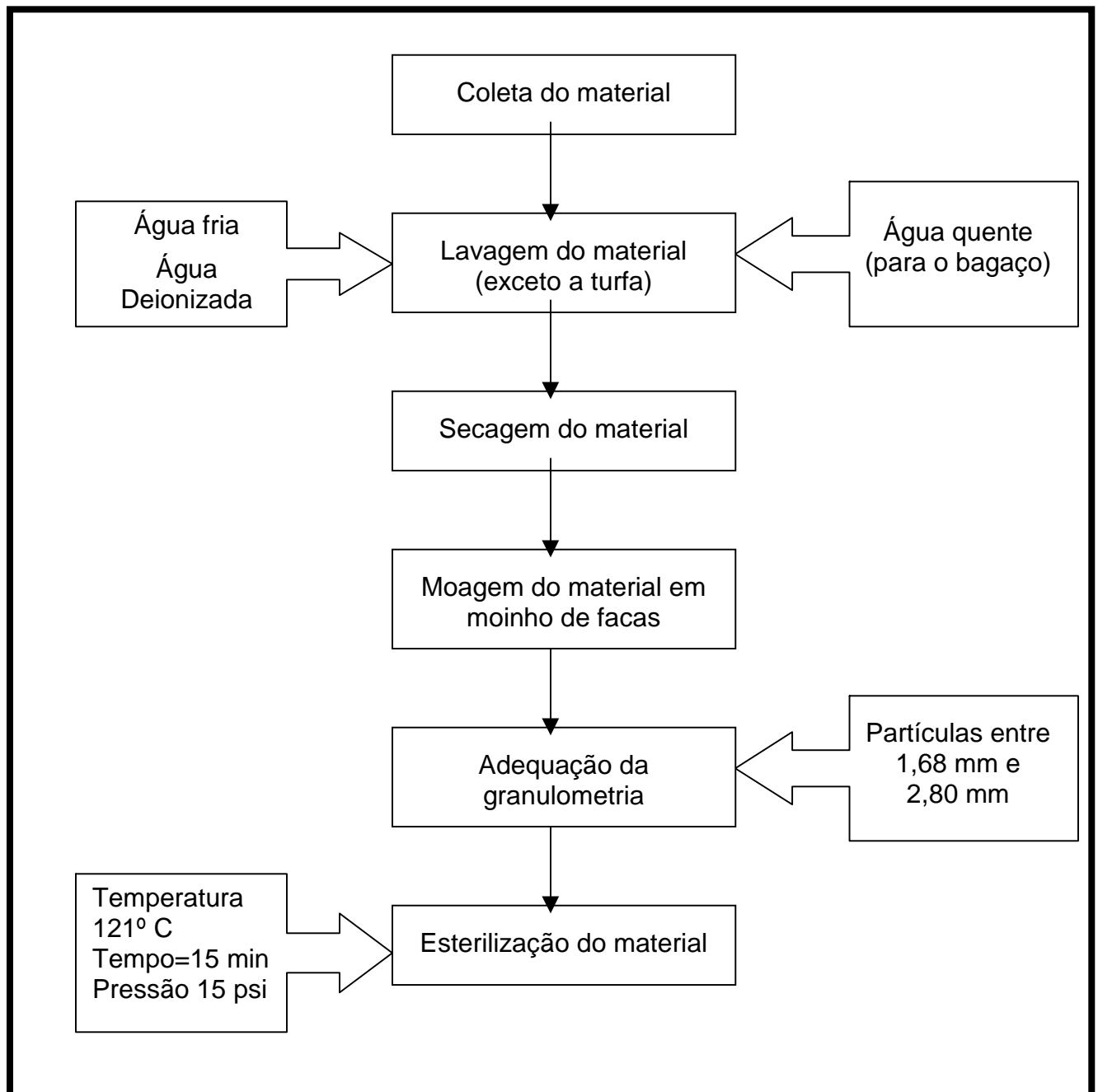
FIGURA 3.9 - SISTEMA DE MEDIDA DE PERDA DE CARGA NO BIOFILTRO



3.3.1. Preparo dos materiais suportes

O procedimento de preparo dos materiais suportes dos biofiltros é mostrado no diagrama da Figura 3.10.

FIGURA 3.10 - SISTEMÁTICA DE PREPARO DO MATERIAL SUPORTE



Inicialmente os materiais suportes, com exceção da turfa, foram lavados. O suporte bagaço de cana foi lavado inicialmente com água quente, e depois com água corrente e água deionizada. A casca de *Pinus* foi lavada com água corrente e água deionizada. Em seguida, todos os materiais suportes foram secos em estufa com circulação de ar forçada, na temperatura de 60° C-80° C por um período de 24 horas, e triturados com moinho de facas marca DE LEO.

Na seqüência, os materiais suportes foram peneirados para adequar a granulometria das partículas e esterilizados em autoclave vertical, marca PHOENIX Equipamentos Científicos, na temperatura de 121° C e pressão de 15 psi, durante 15 minutos, conforme sugerido no trabalho de Christen et al. (2002, p. 254).

Considerando que o bagaço de cana contém frações residuais de açúcar, sais minerais, carboidratos, vitaminas, proteínas e fenóis, conforme citado por MOHAN (2001, p. 38), foi necessário realizar a lavagem do material seguidamente com água quente, água corrente e água deionizada para a completa eliminação das impurezas.

A faixa de granulometria selecionada para as partículas dos suportes dos biofiltros inclui as frações obtidas entre as peneiras 07 e 10 mesh, correspondente ao tamanho de partículas compreendidas entre 1,68 a 2,80 mm de diâmetro. Nas Figuras 3.11 a 3.15 estão apresentadas fotos dos materiais suportes bagaço de cana, casca de *Pinus* e, turfa.

3.3.2. Microorganismos

O processo de biofiltração do sulfeto de hidrogênio é realizado por microorganismos impregnados nos suportes dos biofiltros.

FIGURA 3.11 – PREPARO DO MATERIAL SUPORTE BAGAÇO DE CANA



FIGURA 3.12 – MATERIAL SUPORTE BAGAÇO DE CANA PRONTO PARA USO



FIGURA 3.13 – PREPARO DO MATERIAL SUPORTE CASCA DE *PINUS*



FIGURA 3.14 – MATERIAL SUPORTE CASCA DE *PINUS* PREPARADO



FIGURA 3.15 – MATERIAL SUPORTE TURFA PRONTO PARA USO



Bohn (apud Mc NEVIN e BARFORD, 2000, p. 240) afirma que uma população biológica apropriada para a degradação de determinado odor pode ser encontrada próxima desta fonte de odor, pois os microorganismos podem crescer mais eficientemente em nutrientes, onde já estão ambientados.

Considerando a especificidade do gás residual, o material selecionado como fonte de microorganismos, adaptados à presença do sulfeto de hidrogênio, foi o lodo ativado da estação de tratamento de efluentes da indústria de celulose e papel KLABIN S.A., localizada no município de Telêmaco Borba no Paraná.

A Indústria Klabin S/A utiliza o processo de lodos ativados para o tratamento de todo o efluente resultante do processo de fabricação de celulose e papel. O efluente deste tipo de indústria contém muitos compostos sulfurosos. O lodo ativado, utilizado no tratamento destes compostos, contém principalmente bactérias resistentes ao enxofre que são responsáveis pelo tratamento do efluente. O processo de tratamento de efluentes da indústria trabalha com eficiência próxima de 90%.

O material coletado na empresa foi acondicionado adequadamente para o transporte e refrigerado para se manter a atividade dos microorganismos. A inoculação dos microorganismos sobre os materiais suportes foi realizada no dia seguinte da coleta mediante mistura e homogeneização manual do material em recipiente adequado.

3.3.3. Montagem dos leitos

Os materiais utilizados para a montagem dos biofiltros foram os materiais suportes, as colunas de vidro, as placas suportes do leito e algodão, todos esterilizados em autoclave, na temperatura de 121° C e pressão de 15 psi, durante 15 minutos. A impregnação dos microorganismos nos suportes foi realizada cuidadosamente em capela para se evitar a sua contaminação.

Antes de proceder à montagem dos biofiltros foi medido o pH dos suportes e do lodo ativado. Para a medida do pH dos suportes esterilizados, foram adicionados 10 ml de água deionizada sobre 10 gramas de suporte para então se medir o pH do material. Esta medida teve como objetivo estabelecer o valor inicial de referência do pH dos materiais suportes. Em todos os suportes foi adicionado carbonato de cálcio, na proporção de 5% em massa em relação ao suporte, para se manter o pH do sistema estável ao longo do experimento. O valor do pH também foi determinado em todos os leitos no final do experimento.

Na sequência, foram preparados nove biofiltros, que continham os três tipos de material suporte investigados neste trabalho. Para cada conjunto de três biofiltros, montados com o mesmo suporte, dois foram impregnados com lodo e o terceiro somente com água para se estabelecer o teste branco.

Cada conjunto de biofiltros foi montado com a mesma massa de material suporte impregnado, para que fosse possível comparar os resultados no final do experimento. Após o preparo dos biofiltros, os leitos foram fechados com tampa de borracha e levados ao local da instalação para adaptação no aerador. A Tabela 3.1 apresenta as principais características dos nove biofiltros utilizados no estudo. A foto dos biofiltros montados aparece na Figura 3.6.

TABELA 3.1 – PRINCIPAIS CARACTERÍSTICAS DOS BIOFILTROS UTILIZADOS NA REMOÇÃO DO H₂S

	Bio(1)	Bio(2)	Bio(3)	Bio(4)	Bio(5)	Bio(6)	Bio(7)	Bio(8)	Bio(9)
BIOFILTRO	Bagaço + Lodo	Bagaço + Lodo	Bagaço + Água	Casca Pinus + Lodo	Casca Pinus + Lodo	Casca Pinus + Água	Turfa + Lodo	Turfa + Lodo	Turfa + Água
Coluna (g)	129,67	129,60	129,12	127,88	127,91	129,03	127,93	128,13	127,25
Suporte (g)	6,93	6,93	8,25	42,37	42,37	47,61	71,49	71,49	73,32
Lodo (g)	49,84	49,84	----	36,89	36,89	----	43,72	43,72	----
Água (g)	----	----	48,46	----	----	31,39	----	----	41,79
CaCO₃ (g)	0,35	0,35	0,41	2,12	2,12	2,38	3,57	3,57	3,67
Massa total (g)	186,79	186,72	186,24	209,26	209,29	210,41	246,71	246,91	246,03
pH inicial	9,07	9,07	8,99	8,77	8,77	8,50	8,11	8,11	7,92
Altura inicial (cm)	17,0	16,8	19,0	18,0	18,3	20,1	19,0	19,0	18,9

A Tabela 3.1 mostra também os valores da altura inicial dos nove leitos estudados. Esta medida tem como objetivo o acompanhamento da possível compactação do leito que pode ocorrer durante o experimento.

O valor do pH inicial dos suportes também é mostrado na Tabela 3.1. O valor do pH dos materiais individuais, medido antes do preparo dos leitos, é mostrado na Tabela 3.2.

TABELA 3.2 – VALOR DO pH INICIAL DOS SUPORTES E LODO

Material	pH
Bagaço de cana	8,3
Casca de Pinus	5,5
Turfa	4,7
Lodo ativado	6,8

3.4 CONDIÇÕES OPERACIONAIS

As variáveis operacionais medidas e controladas no estudo da biofiltração do sulfeto de hidrogênio foram estas: temperatura do sistema reacional; vazão dos reagentes e da mistura gasosa residual; concentração de entrada e saída do sulfeto de hidrogênio; temperatura e pressão ambiente; pH do sistema de coleta da emissões efluentes e pressão de entrada do sistema reacional, ao longo de todo o intervalo de tempo considerado. A perda de carga nos biofiltros também foi determinada no início e no final do experimento. A umidificação dos leitos era feita pela umidificação do ar de entrada e pode ser melhor visualizada pela Figura 3.16.

A concentração do sulfeto de hidrogênio foi modificada, durante o experimento, para se observar o comportamento do biofiltro em relação a esta variável operacional. A temperatura manteve-se praticamente constante, enquanto a pressão de entrada dos gases reagentes foi modificada, para se manter a vazão da mistura reagente constante, considerando o aumento da perda de carga nos

biofiltros observado ao longo do tempo. Os dados apresentados na Tabela 3.3 mostram a faixa de valores das variáveis operacionais consideradas no estudo.

FIGURA 3.16 – UMIDIFICAÇÃO DO PROCESSO DE BIOFILTRAÇÃO



TABELA 3.3 – FAIXA DE CONDIÇÕES OPERACIONAIS ESTUDADAS

Variável Operacional	Faixa de Valores
Temperatura do Sistema Reacional (°C)	30 – 33
Vazão de Ar (ml/min)	891 – 3766
Vazão da mistura de H ₂ S a 0,3% (ml/min)	64 – 171
Vazão da Mistura Reagente (ml/min)	1031 – 3846
Concentração de H ₂ S (ppmv)	62 – 408
Tempo (dias)	0 – 29

3.5 SISTEMÁTICA DE COLETA DOS DADOS EXPERIMENTAIS

Para a coleta dos dados experimentais da biofiltração do sulfeto de hidrogênio diluído em ar foi realizada uma série de testes iniciais para se determinar o comportamento, estabilidade e controle dos sistemas que formam a instalação experimental. Nessa fase, foram avaliados os sistemas de medida, controle e alimentação dos reagentes, o sistema de controle da temperatura do banho, os suportes, o sistema de análise e a eficiência dos microorganismos para a remoção do H₂S. Os instrumentos também foram calibrados nessa etapa, cujos dados e gráficos referentes à calibração são apresentados no Apêndice D.

Em seguida, os biofiltros foram montados, conforme mostram os dados da Tabela 3.1, e iniciada a coleta dos dados experimentais durante o período de vinte e nove dias. No início da operação, a perda de carga e o pH de todos os leitos dos biofiltros foram medidos.

Nos dois primeiros dias de operação, o sistema reacional foi alimentado somente com ar ambiente, na vazão de 1650 ml/min, para se remover todos os compostos sulfurosos presentes nos leitos dos biofiltros. A alimentação do sulfeto de hidrogênio foi iniciada somente a partir do terceiro dia de operação, quando não se detectava mais a sua presença no gás de saída do sistema reacional.

Para se verificar o efeito da concentração do sulfeto de hidrogênio sobre a eficiência de remoção dos biofiltros e para permitir a adaptação dos microorganismos no meio, a concentração de entrada do H_2S foi aumentada gradualmente ao longo do tempo. Nesse trabalho foram investigadas três faixas de concentração do sulfeto de hidrogênio, durante o período de realização do experimento.

Em certo período inicial de seis dias, a concentração de entrada do H_2S no sistema foi mantida na faixa de 80 a 112 ppmv. Em seguida, a concentração do H_2S foi mantida na faixa de 141 a 165 ppmv durante quatro dias. Finalmente, durante catorze dias de operação, a concentração de entrada do H_2S no sistema reacional foi mantida na faixa de 240 a 400 ppmv.

A temperatura do banho foi mantida na faixa de 30° C a 33° C para garantir a atividade dos microorganismos inoculados nos suportes dos biofiltros. A temperatura e pressão ambiente também foram registradas diariamente para possibilitar a normalização da vazão dos gases de entrada e saída dos biofiltros. A medida da vazão na saída dos biofiltros foi realizada com um fluxímetro de bolha e cronômetro digital.

Para calcular a perda de carga e da porosidade do leito de cada biofiltro estudado, foram determinadas as curvas de perda de carga em função da vazão de ar, utilizando um manômetro diferencial em forma de U. Os dados obtidos foram correlacionados por meio da equação de Ergun para se determinar a porosidade de cada leito.

Para a construção das curvas de eficiência de remoção do sulfeto de hidrogênio pelo processo da biofiltração foram coletados 234 pontos experimentais. Cada ponto foi obtido pela medida da concentração de entrada e saída do H_2S em cada biofiltro, utilizando-se o método analítico descrito anteriormente. A relação utilizada para o cálculo da eficiência de remoção do H_2S em cada biofiltro é mostrada pela equação (3.2).

$$X_{H_2S} = \left(\frac{C_{H_2S}^o - C_{H_2S}}{C_{H_2S}^o} \right) \times 100 \quad (3.2)$$

onde,

X_{H_2S} = eficiência de remoção do sulfeto de hidrogênio;

$C_{H_2S}^o$ = concentração inicial do sulfeto de hidrogênio e;

C_{H_2S} = concentração final do sulfeto de hidrogênio.

O procedimento adotado para a coleta e análise de cada ponto experimental incluía as seguintes etapas:

- a) inspeção visual da instalação para a verificação da estabilidade do sistema;
- b) medida das vazões de ar e do sulfeto de hidrogênio;
- c) medida da concentração de entrada do H_2S no sistema reacional;
- d) medida da temperatura do banho termostático;
- e) medida da concentração de saída do H_2S de cada biofiltro;
- f) medida da vazão do gás de saída de cada biofiltro;
- g) medida das condições de temperatura e pressão ambiente;
- h) repetição das medidas de concentração do sulfeto de hidrogênio na saída de cada biofiltro e;
- i) medida do pH do sistema de coleta das emissões efluentes.

3.6 ANÁLISES MICROBIOLÓGICAS

No término do experimento, foram realizadas análises microbiológicas qualitativas na microflora presente nos suportes dos biofiltros. As análises foram realizadas com o primeiro, terceiro, quinto, sétimo e nono biofiltro.

As análises qualitativas tinham como principal objetivo a verificação dos microorganismos presentes em cada suporte, capazes de degradar o enxofre,

tentando identificar os grupos predominantes em cada sistema, segundo sua morfologia e coloração de Gram.

Neste trabalho, para a realização das análises microbiológicas foi preparado um meio de cultivo, para viabilizar e acelerar o crescimento de microorganismos presentes nos suportes dos biofiltros. O meio de cultivo utilizado foi o sugerido por OYARZÚN et al. (2003, p 2), que é uma modificação do meio tiosulfato (ATCC 290) e, composto por:

- 2,27 g/l de $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$;
- 1,8 g/l de KH_2PO_4 ;
- 0,1 g/l de $\text{MgCl}_2 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$;
- 1,98 g/l de $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$;
- 0,023 g/l de $\text{MnCl}_2 \cdot \text{H}_2\text{O}$;
- 0,03 g/l de CaCl_2 ;
- 0,033 g/l de $\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$;
- 1 g/l de Na_2CO_3 e;
- 15,69 g/l de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$.

O pH ótimo para se trabalhar com este meio varia na faixa de 5,5 a 7,0, e na temperatura de 30° C.

Todos os materiais utilizados nas análises, incluindo os meios de cultivo, ágar, vidraria, água peptonada, entre outros, foram esterilizados em autoclave, com exceção do material que continha os microorganismos. Cabe salientar que todas as análises microbiológicas foram realizadas em duplicata. Os métodos qualitativos e quantitativos de análise microbiológica realizados são descritos em maiores detalhes a seguir.

3.6.1. Método qualitativo

Pesou-se um grama de amostra do material suporte do biofiltro, adicionou-o a 25 ml do meio de tiosulfato previamente preparado e esterilizado. Incubou-se em

shaker a 30° C, 127 rpm por 72 horas. No término deste período, fez-se diluições em água peptonada esterilizada de 10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} , 10^{-4} e, a partir dessas diluições, transferiu-se, pela técnica de espalhamento, alíquotas de 0,1 ml do material líquido sobrenadante, com auxílio de alça de platina, para placas de Petri, previamente preparadas com 10 ml do meio de tiosulfato adicionado de 1,5% de ágar bacteriológico. Incubaram-se as placas de Petri a 30° C por 48 – 72 horas.

No término desse período, foram colhidas aleatoriamente algumas colônias com alça de platina e transferidas para diferentes tubos de ensaio, que continham meio tiosulfato previamente esterilizado. Os tubos foram incubados em estufa a 30° C por 48 horas. Após este período, procedeu-se à coloração de Gram do cultivo presente em cada um dos tubos para verificar forma e colorações características das colônias incubadas.

Com a coloração de Gram foi possível visualizar no microscópio características do tipo Gram + ou Gram -, tamanho, forma e outras dependendo do tipo de microorganismo.

As análises microbiológicas foram realizadas no Laboratório de Biotecnologia da Universidade Federal do Paraná; os equipamentos utilizados para essas análises foram shaker marca TECNAL modelo TE-420, estufa de cultura marca FANEM modelo ORION 502, balanças marca REQUIPAL, e autoclave vertical, marca PHOENIX Equipamentos Científicos.

4. RESULTADOS E DISCUSSÕES

4.1 INTRODUÇÃO

Neste capítulo são apresentados e discutidos os resultados obtidos no trabalho. Inicialmente expõem-se as características específicas dos suportes e dos microorganismos utilizados. A seguir são apresentadas as condições operacionais utilizadas, a vazão e concentração dos reagentes, e os pontos experimentais da eficiência de remoção do H_2S , coletados durante o período de realização do experimento, em cada biofiltro.

As curvas de eficiência de remoção do sulfeto de hidrogênio em função do tempo, as curvas de perda de carga em função da vazão, a variação da umidade, a variação do pH e a variação da altura dos leitos são apresentados na forma de gráficos e tabelas. Os resultados dos testes microbiológicos realizados após o término dos experimentos também são apresentados e discutidos.

4.2 MATERIAIS SUPORTES

Algumas das características dos suportes estudados são mostradas na Tabela 4.1. Os parâmetros avaliados foram o pH, massa específica e capacidade de retenção de água dos suportes.

TABELA 4.1 – CARACTERÍSTICAS DOS MATERIAIS SUPORTES

	Bagaço de cana	Casca de <i>Pinus</i>	Turfa
pH	8,3	5,5	4,7
Massa específica (g/ml)	0,06	0,28	0,37
Capacidade de retenção de água (g H_2O /g suporte)	8,9	0,1	0,3

De acordo com a Tabela 4.1, pode-se observar que o suporte bagaço de

cana apresentava o maior valor de pH, seguido do suporte casca de *Pinus* e em seguida da turfa. Quanto à massa específica, a casca de *Pinus* apresentava o maior valor, seguido da turfa e esta pelo bagaço de cana. Pode-se observar que o bagaço de cana era extremamente menos denso em comparação à casca e esta menos densa que a turfa.

Outra característica observada na comparação dos suportes foi a sua capacidade de retenção de água: o bagaço de cana tinha capacidade muito maior que os outros suportes; a seguir a turfa, com pouca capacidade; por último a casca de *Pinus* com a menor capacidade de retenção.

4.3 MICROORGANISMOS

Os microorganismos utilizados no processo de biofiltração eram provenientes do lodo ativado da estação de tratamentos da Indústria Klabin S/A situada no município de Telêmaco Borba, Paraná.

Para a caracterização do lodo ativado, utilizado como fonte de microorganismos neste trabalho, foram realizadas as análises físico-químicas e microbiológicas, mostradas na Tabela 4.2.

As análises do lodo ativado foram realizadas no Centro de Tecnologia em Saneamento e Meio Ambiente (CETSAM) do SENAI, localizado na Cidade Industrial de Curitiba. As amostras de lodo foram coletadas na indústria e acondicionadas adequadamente, para serem posteriormente utilizadas na preparação dos leitos dos biofiltros.

Os resultados mostram que para cada mililitro do lodo ativado coletado foram encontrados $4,75 \times 10^7$ unidades formadoras de colônias de bactérias, predominantemente heterotróficas. Isto mostra que há a presença de bactérias ativas no lodo ativado.

Pode-se constatar a presença de 21,06 mg/l de sulfetos, o que era esperado

por ser o efluente de uma fábrica de papel e celulose. Além dos sulfetos, para cada litro de lodo ativado foram encontrados 2,16 mg de fósforo, 173,04 mg de nitrogênio total e 22,26 mg de potássio, que atuam como nutrientes durante o processo de biofiltração.

TABELA 4.2 – CARACTERÍSTICAS DO LODO ATIVADO

Tipo de ensaio	Ensaio	Lodo ativado
Físico-químicos	pH	6,8
	Massa específica (g/ml)	1,007
	DQO (mg O ₂ /l)	4598,37
	Fósforo total (P/l)	2,16 mg
	Nitrogênio total (mg N _{total} /l)	173,04
	Sólidos dissolvidos fixos (mg/l)	813,33
	Sólidos dissolvidos totais (mg/l)	1040,00
	Sólidos dissolvidos voláteis (mg/l)	266,67
	Sólidos sedimentáveis (mg/l)	900,00
	Sólidos totais (mg/l)	5124,00
	Sulfetos (mg/l)	21,06
	Alumínio (mg/l)	108,61
Instrumentais	Cálcio (mg/l)	40,98
	Cobalto (mg/l)	< 0,10
	Cobre (mg/l)	0,12
	Ferro (mg/l)	4,10
	Magnésio (mg/l)	5,73
	Manganês (mg/l)	0,68
	Molibdênio (mg/l)	< 0,10
	Potássio (mg/l)	22,26
	Sódio (mg/l)	245,00
	Zinco (mg/l)	0,16
Microbiológicos	Contagem geral de bactérias (ufc/ml)	4,75 x 10 ⁷

O teste da Demanda Química de Oxigênio é usado para medir a quantidade de matéria orgânica nos despejos industriais e municipais que contêm compostos que são tóxicos à vida biológica. A DQO de um despejo é geralmente maior que a DBO, pois há mais compostos químicos que podem ser oxidados do que compostos biológicos.

O valor da Demanda Química de Oxigênio (DQO) por litro de lodo analisado foi de 4.598,37 mg de O₂, demonstrando que a quantidade de matéria orgânica

neste lodo é considerável, pois segundo Metcalf e Eddy (1991, p. 109) a quantidade de DQO para uma forte concentração de despejo doméstico é de 1000 mg O₂/l.

Considerando os parâmetros analisados e os resultados obtidos, pode-se afirmar que o lodo ativado apresentou boas características para ser utilizado no processo em estudo, uma vez que continha microorganismos adaptados a compostos de enxofre e os nutrientes necessários para o desenvolvimento das colônias.

4.4 CONDIÇÕES OPERACIONAIS

4.4.1. Temperatura

A temperatura é um dos parâmetros que tem influência direta no processo de biofiltração, pois afeta o crescimento dos microorganismos. Segundo Bohn (apud CONVERTI et al., 2001, p. 30), a temperatura influencia o crescimento microbiano por meio do seu efeito sobre a atividade enzimática e vários processos metabólicos.

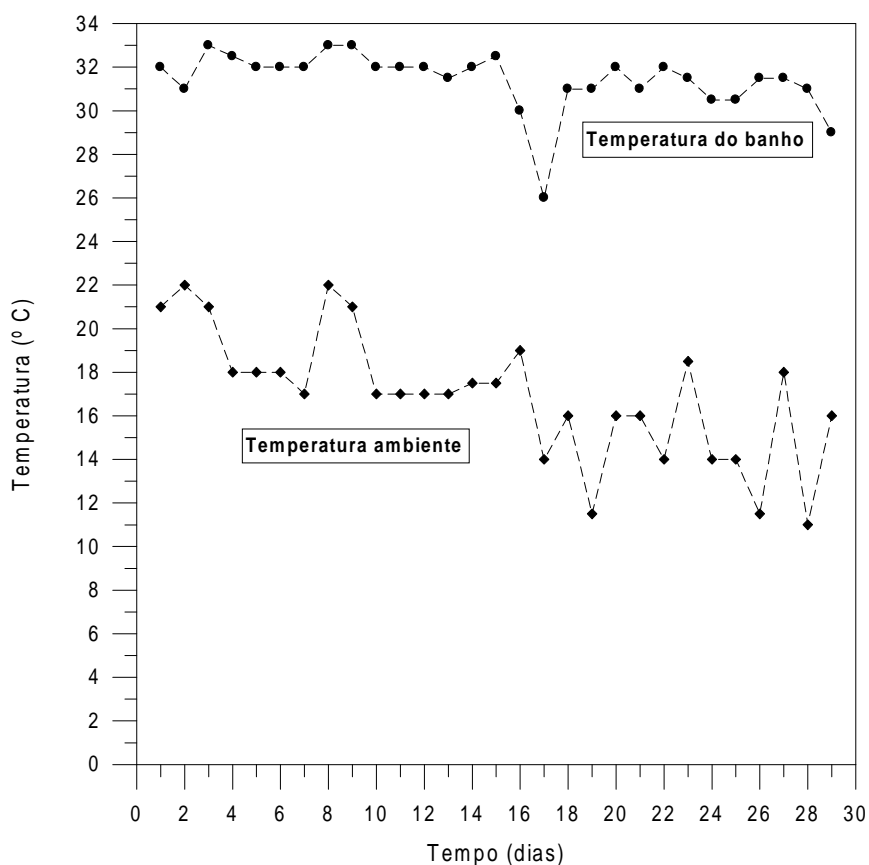
De acordo com McNevin e Barford (2000, p.240), quando se opera o biofiltro em temperaturas mais baixas, aumenta a adsorção de compostos odorosos no biofilme e diminui o crescimento microbiano. Nos biofiltros operados em temperaturas mais altas observa-se o efeito inverso. Para a remoção de odores pelo processo da biofiltração, operando com alto desempenho, a faixa de temperatura recomendada varia de 25° C a 40 °C, e o valor ótimo situa-se em torno de 37 °C.

Considerando a importância da temperatura no processo estudado, esta variável foi controlada e registrada continuamente ao longo do período de realização do experimento. O valor da temperatura ambiente e do banho de aquecimento dos biofiltros é mostrado na Figura 4.1.

A temperatura ambiente variou na faixa de 11° C a 22°C, durante o período de realização do experimento, enquanto a temperatura do banho ficou praticamente

constante, na faixa de 30° C a 33° C, com exceção do 17º dia do experimento quando houve a primeira queda brusca da temperatura ambiente para 14° C e houve reflexos na temperatura do banho. O controle da temperatura do banho permitiu, portanto, uma operação praticamente isotérmica nos biofiltros.

FIGURA 4.1 – TEMPERATURAS DE TRABALHO



4.5 VAZÃO E CONCENTRAÇÃO DOS REAGENTES

Os valores da vazão total da mistura reagente, do ar ambiente e da mistura de sulfeto de hidrogênio diluído em ar (0,3% v/v), determinados diariamente, e os valores de concentração do sulfeto de hidrogênio na mistura reagente determinados na entrada dos biofiltros são mostrados na Tabela 4.3. Durante todo o experimento, foram coletados 234 pontos experimentais para o controle da concentração do sulfeto de hidrogênio.

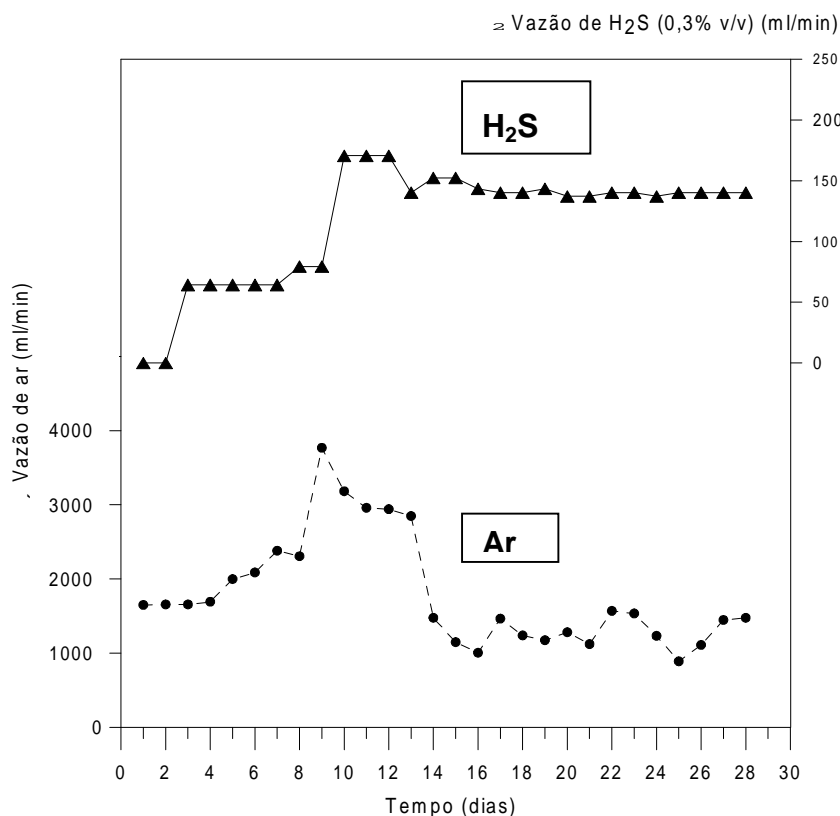
Os dados mostram que nos dois primeiros dias de operação o sistema reacional foi alimentado somente com ar ambiente, na vazão de 1650 ml/min, para se remover todos os compostos sulfurosos presentes nos biofiltros. A alimentação do H_2S foi iniciada somente no terceiro dia do experimento, quando não se detectava mais a sua presença no gás de saída do sistema reacional.

TABELA 4.3 – VAZÃO DE ALIMENTAÇÃO DOS REAGENTES

Dia	Vazão ar (ml/min)	Vazão mistura ar + H_2S (0,3% v/v) (ml/min)	Vazão total (ml/min)	Concentração de H_2S na entrada do sistema (ppm)	Concentração de H_2S na entrada do sistema (g/m^3)
1	1650,00	-	1650,00	-	
2	1656,21	-	1656,21	-	
3	1656,21	64,28	1720,49	112	0,149
4	1693,14	64,28	1757,42	110	0,146
5	1998,50	64,28	2062,78	93	0,125
6	2086,95	64,28	2151,23	90	0,119
7	2379,85	64,28	2444,13	79	0,105
8	2305,84	79,48	2385,32	100	0,133
9	3766,46	79,48	3845,94	62	0,083
10	3180,62	170,67	3351,29	153	0,204
11	2958,25	170,67	3128,92	164	0,218
12	2939,74	170,67	3110,41	165	0,219
13	2847,49	140,27	2987,76	141	0,188
14	1476,50	152,43	1628,93	281	0,374
15	1148,97	152,43	1628,93	351	0,468
16	1006,01	143,31	1149,32	374	0,499
17	1464,91	140,27	1605,18	262	0,349
18	1238,82	140,27	1379,09	305	0,407
19	1175,06	143,31	1318,37	326	0,435
20	1282,30	137,23	1419,53	290	0,387
21	1122,88	137,23	1260,11	327	0,436
22	1569,26	140,27	1709,53	246	0,328
23	1534,48	140,27	1674,75	251	0,335
24	1233,64	137,23	1370,87	300	0,400
25	891,00	140,27	1031,27	408	0,544
26	1111,29	140,27	1251,56	336	0,448
27	1447,52	140,27	1587,79	265	0,353
28	1476,50	140,27	1616,77	260	0,347
29	1285,20	-	1285,20	-	

Os valores da vazão de ar e da mistura de H_2S diluído em ar a 0,3% v/v, medidos na entrada do sistema reacional, ao longo dos 29 dias do experimento, são mostrados na Figura 4.3.

FIGURA 4.3 – VAZÃO DE ALIMENTAÇÃO NO EXPERIMENTO



Os dados da Tabela 4.3 e da Figura 4.3 acima mostram que no período compreendido entre o oitavo e décimo dia do experimento, a vazão do H₂S diluído aumentou de 79,48 ml/min para 170,67 ml/min e do ar variou de maneira mais acentuada na faixa de 2305,84 ml/min a 3766,46 ml/min.

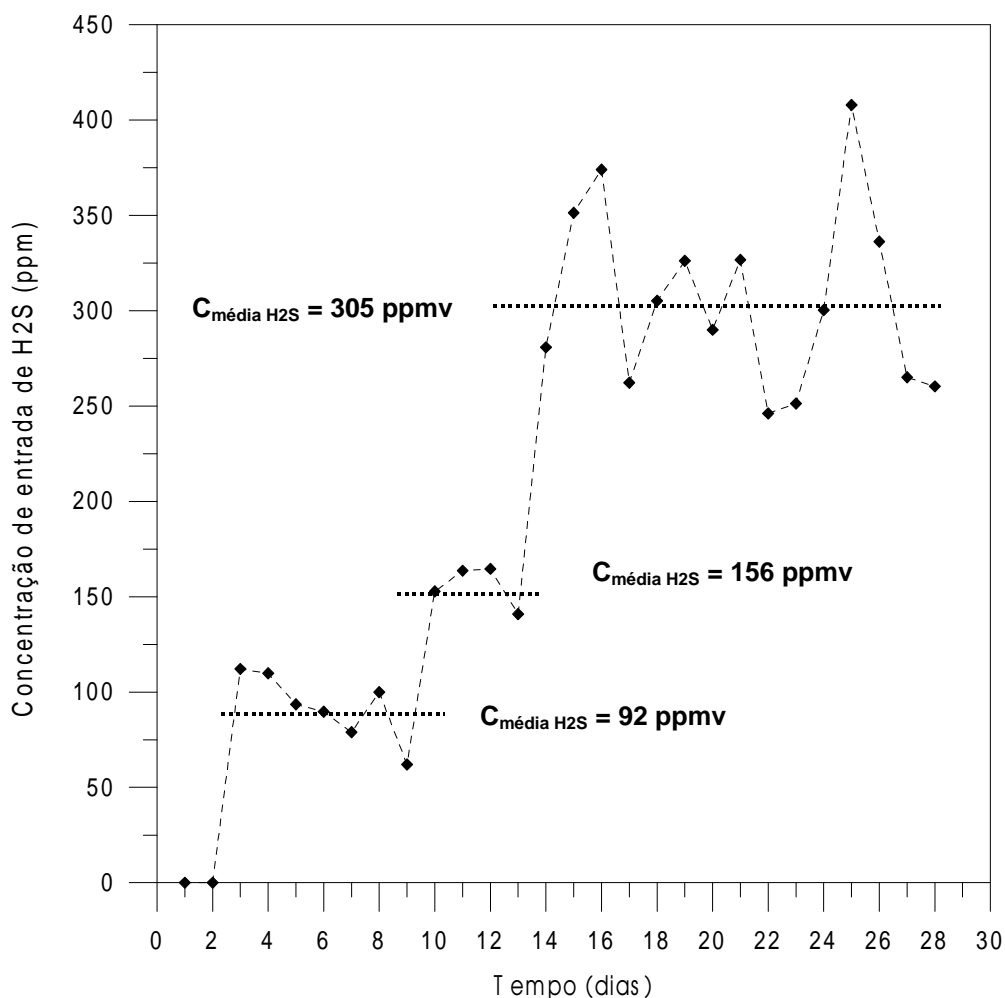
Na seqüência, a concentração do H₂S diluído atingiu novo patamar e se manteve praticamente constante, em torno de 140,27 ml/min, até o final do experimento. No mesmo período, a vazão de ar decresceu, a partir do ponto máximo, para então oscilar de maneira menos intensa na faixa de 1006,01 ml/min a 1569,26 ml/min.

A variação da vazão de entrada dos gases reagentes está associada ao aumento da perda de carga nos leitos dos biofiltros. O crescimento de microorganismos nos leitos é o principal fator do aumento da perda de carga nos biofiltros. Para se compensar o aumento da perda de carga foi necessário aumentar a pressão de entrada no sistema, o que ocasionou a variação das vazões de entrada

dos gases reagentes.

Considerando que houve uma variação na vazão de entrada dos gases reagentes, conseqüentemente a concentração de entrada do H_2S nos biofiltros também variou. Durante o período inicial de sete dias, a concentração de entrada do H_2S variou na faixa de 62 a 112 ppmv. Na seqüência, durante quatro dias, a concentração de entrada do H_2S variou na faixa de 141 a 165 ppmv. Finalmente, a concentração de entrada do H_2S variou na faixa de 246 a 408 ppmv nos últimos quinze dias do experimento.

FIGURA 4.4 – VARIAÇÃO DA CONCENTRAÇÃO DE ENTRADA DE H_2S NO EXPERIMENTO



Apesar da ocorrência de variação da vazão de entrada dos reagentes foi

possível estabelecer três faixas de concentração média de entrada do H_2S , durante o experimento. A Figura 4.4 mostra que os valores da concentração média do H_2S na entrada dos biofiltros foram de 92, 156 e 305 ppmv, nos três períodos considerados.

4.6 OS BIOFILTROS

As principais características dos biofiltros utilizados para o estudo da remoção do sulfeto de hidrogênio são mostradas na Tabela 3.1. A partir dos resultados obtidos ao longo do período de realização do experimento, foi possível avaliar a variação de algumas características dos biofiltros estudados.

As características dos biofiltros determinadas antes do início e no final do experimento foram as seguintes: massa do material suporte; peso total do biofiltro montado; pH; umidade e altura do leito. Os resultados obtidos apresentam-se na Tabela 4.4.

Pode-se observar que a variação da massa dos biofiltros é semelhante à variação do peso da coluna + suporte dos mesmos. Em relação aos diferentes materiais suportes pode-se afirmar que:

- biofiltros com bagaço de cana: a maior variação de peso foi apresentada pelo biofiltro (3) com mistura de bagaço com água, seguido pelo biofiltro (1) com bagaço e lodo e por último o biofiltro (2) com bagaço e lodo. Os valores destas diferenças variaram entre 100,37 g a 126,92 g;
- biofiltros com casca de *Pinus*: a maior variação em peso foi de 142,58 g apresentada pelo biofiltro (6) com mistura de casca com água, em seguida com diferença menor de 94,09 g o biofiltro (5) de casca com lodo e por último 84,30 g de variação para o biofiltro (4) de casca com lodo e;
- biofiltros com turfa: a maior variação foi apresentada pelo biofiltro (9) de turfa com água, seguido do biofiltro (7) de turfa com lodo e finalmente o biofiltro (8) de turfa com lodo com uma variação inferior as demais de 97,45 g. A maior variação apresentada foi a do biofiltro (9) de 129,52 g.

TABELA 4.4 – CARACTERÍSTICAS DOS BIOFILTROS

	BIO (1)	BIO (2)	BIO (3)	BIO (4)	BIO (5)	BIO (6)	BIO (7)	BIO (8)	BIO (9)
Massa (inicial) (g)	57,12	57,12	57,12	81,38	81,38	81,38	118,78	118,78	118,78
Massa (final) (g)	171,00	157,49	184,04	165,68	175,47	223,96	245,62	216,23	248,30
Peso coluna + suporte inicial (g)	186,79	186,72	186,24	209,26	209,29	210,41	246,71	246,91	246,03
Peso coluna + suporte final (g)	300,67	287,09	313,16	293,56	303,38	352,99	373,55	344,36	375,55
Δ(Peso coluna + suporte) (g)	113,88	100,37	126,92	84,30	94,09	142,58	126,84	97,45	129,52
pH inicial	9,1	9,1	9,0	8,8	8,8	8,5	8,1	8,1	7,92
pH final	1,4	1,4	7,1	7,5	7,6	8,1	3,3	3,2	3,1
Δ(pH)	7,7	7,7	1,9	1,3	1,2	0,4	4,8	4,9	4,8
Umidade inicial (%)	89,42	84,86	90,09	47,68	54,24	63,77	51,24	42,52	46,93
Umidade final (%)	60,97	53,75	68,15	40,28	44,96	67,76	51,41	39,47	52,64
Δ(Umidade) (%)	28,45	31,11	21,94	7,40	9,28	3,99	0,17	3,05	5,71
Altura do leito inicial (cm)	17,0	16,8	19	18	18,3	20,1	19	19	18,9
Altura do leito final (cm)	16,8	16,1	18	18	18	20,1	19	18,9	18,8
Δ(Altura) (cm)	0,2	0,7	1,0	0,0	0,3	0,0	0,0	0,1	0,1

Deve-se observar que as diferenças apresentadas para os pesos de (coluna + suporte) são as mesmas entre as massas iniciais e finais dos biofiltros.

As alturas dos leitos dos biofiltros tiveram variações muito discretas, ou seja:

- biofiltros com bagaço de cana: a maior variação da altura foi de 1,0 cm apresentada pelo biofiltro (3) de bagaço com água, seguido por 0,7 cm pelo biofiltro (2) de bagaço com lodo e 0,2 cm pelo biofiltro (1) de bagaço com lodo;
- biofiltros de casca de *Pinus*: só houve variação de 0,3 cm no biofiltro (5) de casca com lodo, os outros biofiltros não apresentaram variação alguma e;
- biofiltros com turfa: o biofiltro (8) de turfa com lodo e o biofiltro (9) de turfa com água apresentaram a variação de 0,1 cm, enquanto o biofiltro (7) de turfa com lodo não teve variação.

No início do experimento os valores de pH apresentados por todos os biofiltros ficaram entre 7,9 a 9,1 para que o meio estivesse em condições ideais ao desenvolvimento dos microorganismos, entretanto após o experimento os resultados de pH obtidos pelos biofiltros foram bastante variados:

- biofiltros de bagaço de cana: a variação foi significativa para os biofiltros (1) e (2), ambos de bagaço com lodo, apresentando um decréscimo de 9,1 para 1,4, enquanto a variação do biofiltro (3) de bagaço com água foi diminuída de 9,0 para 7,1, ficando ainda com valor similar ao do início do processo;
- biofiltros de casca de *Pinus*: as variações foram bastante discretas, o biofiltro (4) de casca com lodo apresentou variação de 1,3, o biofiltro (5) de casca com lodo teve 1,2 de variação e o biofiltro (6) apresentou variação mínima de 0,4, ficando todos com o pH entre 7,5 a 8,1 e;
- biofiltros com turfa: houve variações com todos os biofiltros sendo que o biofiltro (7) de turfa e lodo e o biofiltro (9) de turfa e água apresentaram variação de 4,8. O biofiltro (8) teve uma variação de 4,9. Os valores ao final do processo diminuíram variando entre 3,1 a 3,3.

As umidades que foram determinadas no início e no final do experimento

apresentaram variações significativas conforme o material suporte utilizado:

- biofiltros com bagaço de cana: a maior variação de umidade foi apresentada pelo biofiltro (2) de bagaço e lodo, em seguida o biofiltro (1) de bagaço e lodo, e por último o biofiltro (3) de bagaço e água. As variações foram de 31,11 a 21,94%;
- biofiltros de casca de *Pinus*: as variações foram menores que dos biofiltros com bagaço de cana, mesmo assim a maior variação foi a do biofiltro (5) com casca e lodo (9,28%), seguido do biofiltro (4) de casca e lodo (7,40%) e com menor variação de 3,99% o biofiltro (6) de casca e água e;
- biofiltros com turfa: as variações de umidade foram ainda menores para estes biofiltros. A maior variação foi de 5,71% apresentada pelo biofiltro (9) de turfa e água, seguido de 3,05% para o biofiltro (8) de turfa e lodo e por último, com 0,17% para o biofiltro (7) de turfa com lodo.

É importante observar que para os biofiltros de bagaço de cana todas as umidades iniciais foram superiores às finais. Nos biofiltros de casca de *Pinus* o biofiltro (6) de casca e água apresentou umidade final superior à umidade inicial, enquanto os demais apresentaram umidades iniciais superiores às finais. Para os biofiltros (7) de turfa e lodo e (9) de turfa e água também apresentaram umidade final superior à umidade inicial, ao passo que o biofiltro (8) apresentou umidade inicial superior à umidade final.

Os valores das umidades e pHs dos biofiltros serão comentados posteriormente respectivamente nos subitens 4.9 e 4.10.

4.7 EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H_2S NOS BIOFILTROS

Para a determinação das curvas de remoção do H_2S presentes na mistura reagente, pelo processo da biofiltração, foram coletados 234 pontos experimentais ao longo dos 29 dias da operação contínua do experimento, dentro das faixas operacionais das variáveis mostradas na Tabela 3.3. Os dados de remoção do sulfeto de hidrogênio são mostrados nas Figuras de 4.5 a 4.13.

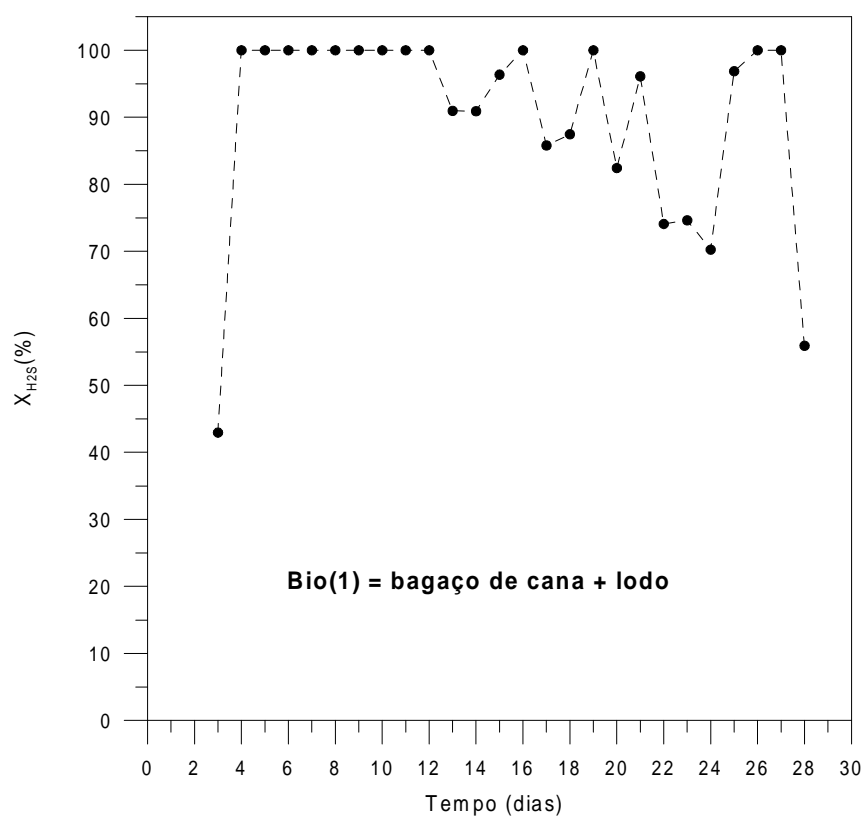
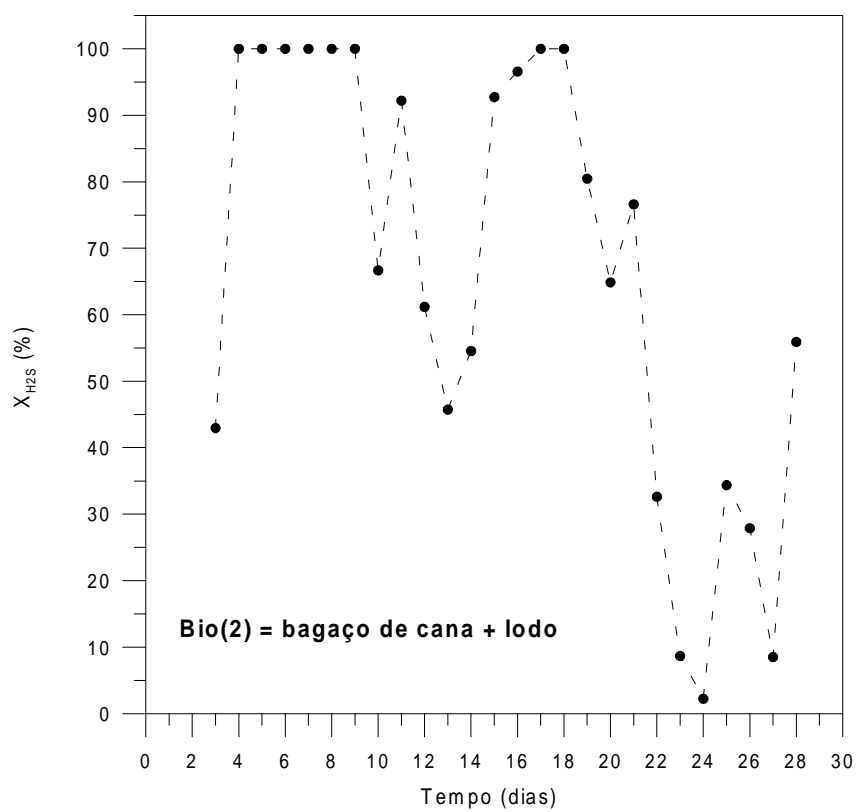
FIGURA 4.5 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H_2S NO BIOFILTRO (1)FIGURA 4.6 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H_2S NO BIOFILTRO (2)

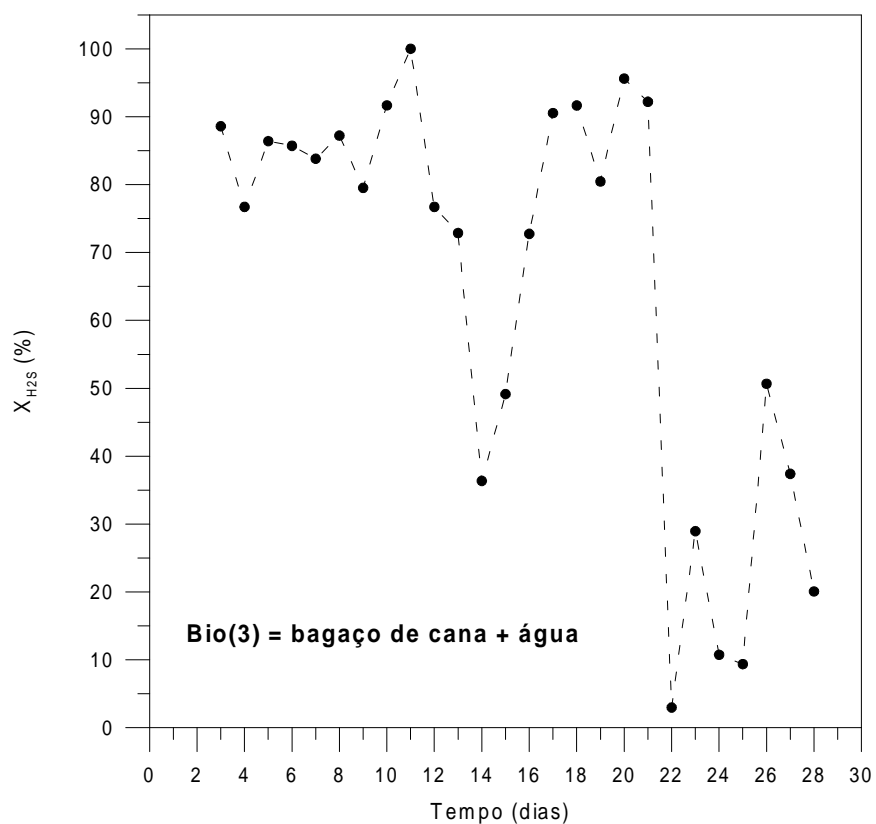
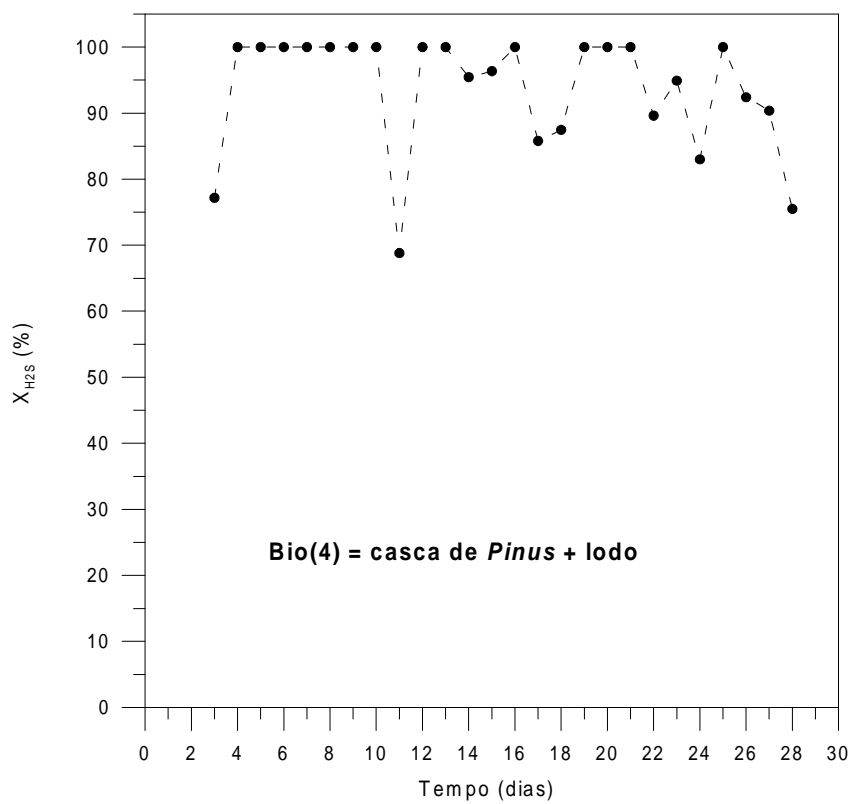
FIGURA 4.7 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H_2S NO BIOFILTRO (3)FIGURA 4.8 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H_2S NO BIOFILTRO (4)

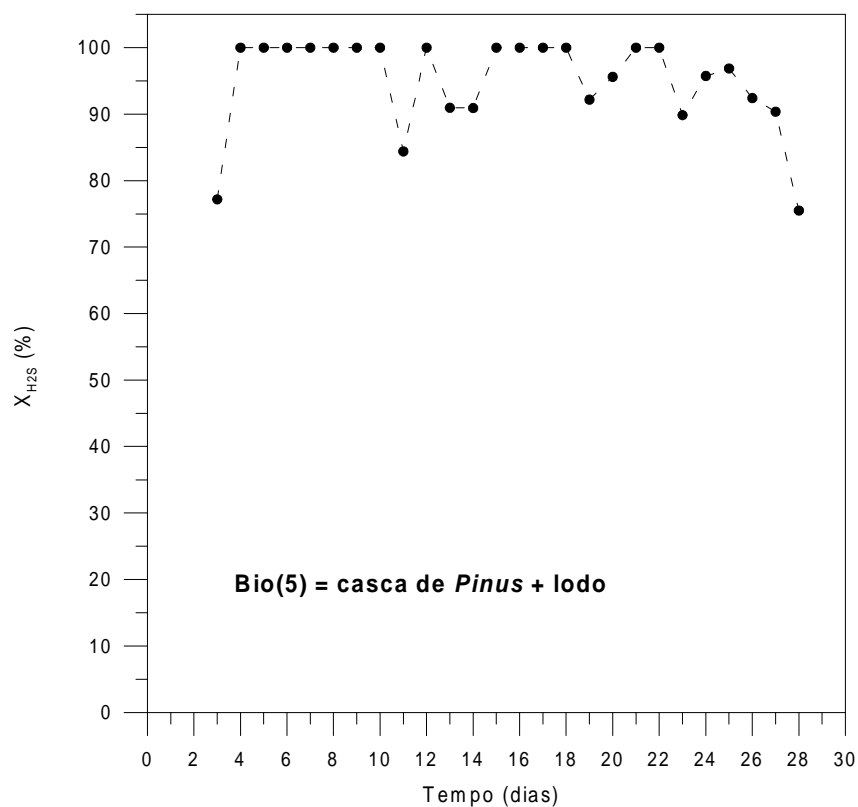
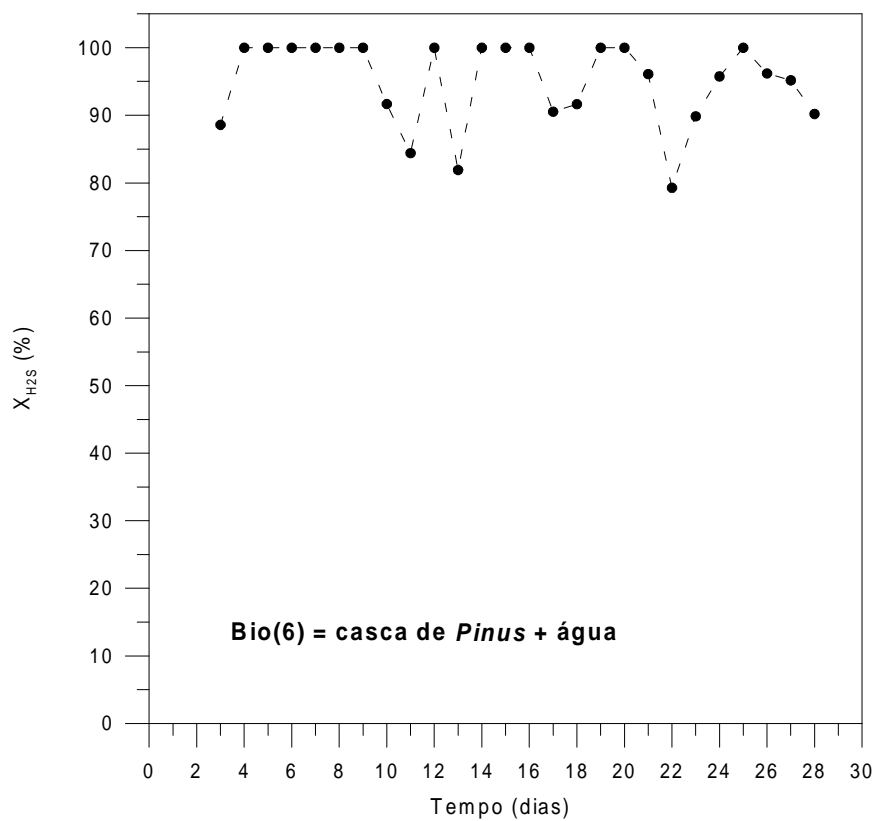
FIGURA 4.9 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H_2S NO BIOFILTRO (5)FIGURA 4.10 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H_2S NO BIOFILTRO (6)

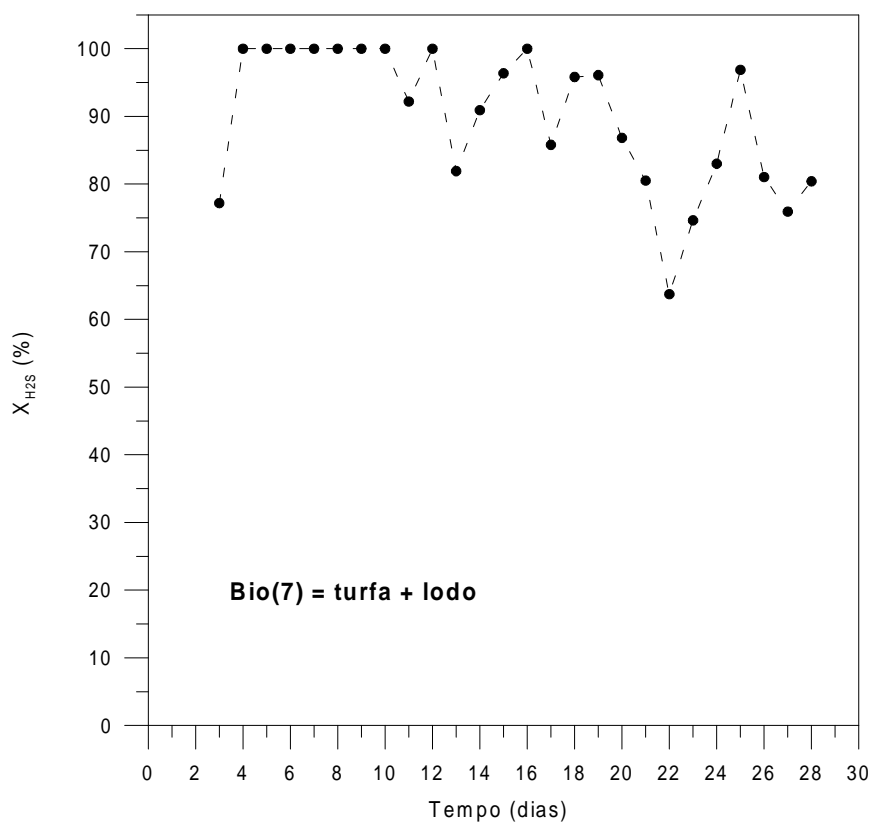
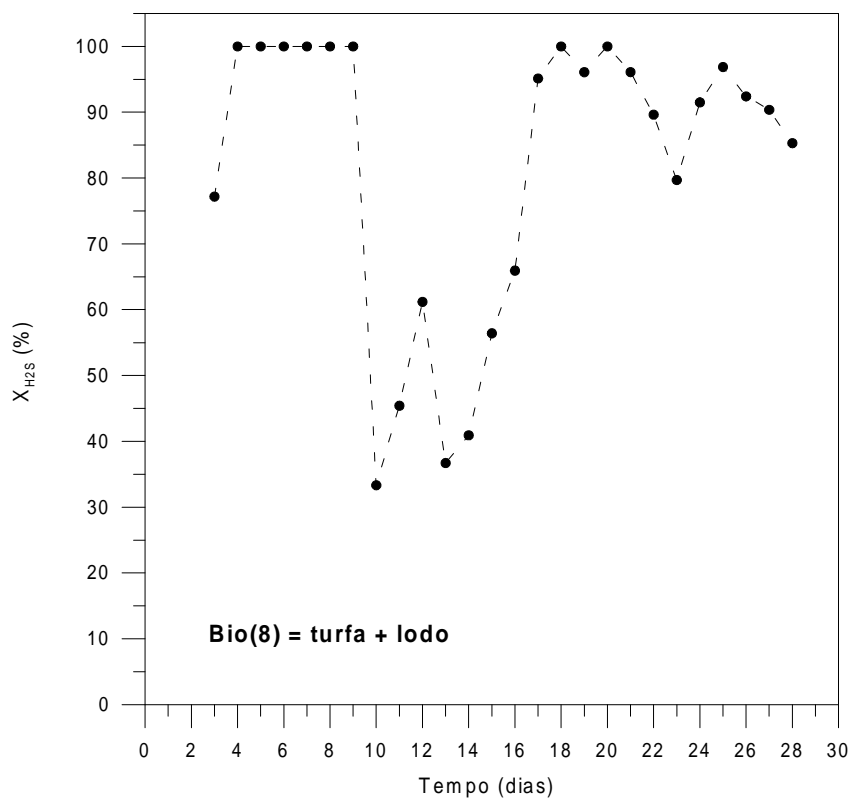
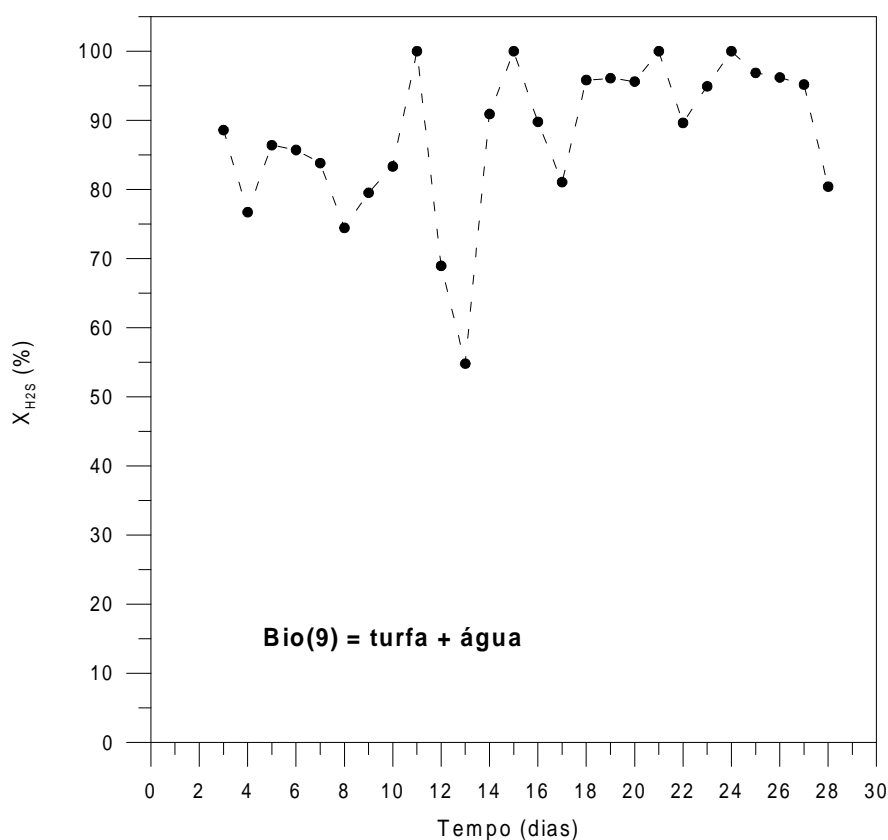
FIGURA 4.11 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H_2S NO BIOFILTRO (7)FIGURA 4.12 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H_2S NO BIOFILTRO (8)

FIGURA 4.13 – EFICIÊNCIA DE REMOÇÃO DO H_2S NO BIOFILTRO (9)

Os dados experimentais da eficiência de remoção do sulfeto de hidrogênio presente na mistura reagente mostram que, em alguns biofiltros, o comportamento é semelhante. Os dados indicam a existência de três fases distintas de operação: fase inicial de adaptação dos microorganismos; fase intermediária de alta eficiência de remoção; e fase oscilatória.

No terceiro dia de operação do experimento, foi iniciada a alimentação de 112 ppmv de H_2S , diluído em ar (0,3% v/v), na vazão de 1720,49 ml/min, mantendo-se a temperatura do banho constante em 32°C. Nesse dia, o comportamento da eficiência de remoção do H_2S da mistura reagente foi variável entre os diferentes tipos de materiais suportes:

- biofiltros de bagaço de cana: os biofiltros (1) e (2) de bagaço e lodo apresentaram eficiência de remoção de 42,95%, enquanto o biofiltro (3) de bagaço e água de 88,59%;
- biofiltros de casca de *Pinus*: para os biofiltros (4) e (5) de casca e lodo, a eficiência de remoção foi de 77,18% e para o biofiltro (6) de casca e água foi

de 88,59% e;

- biofiltros de turfa: nos biofiltros (7) e (8) de turfa e lodo, a eficiência de remoção foi de 77,18% e para o biofiltro (9) de turfa e água foi de 88,59%.

Nesse dia os biofiltros de bagaço de cana e lodo apresentaram menor eficiência de remoção que os demais biofiltros de casca e turfa impregnados com lodo. É interessante observar que todos os biofiltros de diferentes suportes, preparados com água, apresentaram a mesma eficiência inicial de remoção.

Na primeira fase, que corresponde ao período compreendido entre o 4º e 9º dia do experimento, a eficiência de remoção do H_2S da mistura reagente foi praticamente total ($X_{H_2S}=100\%$) na maioria dos biofiltros com exceção dos biofiltros (3) de bagaço de cana e água e (9) de turfa e água. A eficiência de remoção média para o biofiltro (3) foi de 83,23% e para o biofiltro (9) foi de 81,10%. Nesse período, a temperatura do sistema reacional se manteve em $32^\circ C (\pm 1^\circ C)$, a concentração de entrada do H_2S nos biofiltros se manteve em torno de 89 ppm(v), e a vazão total de alimentação dos reagentes variou na faixa de 1757,42 a 3845,94 ml/min.

Os dados experimentais coletados nessa fase do experimento mostram que os biofiltros operavam de forma estável e com alta eficiência de remoção do H_2S da mistura reagente.

Os dados da Figura 4.3 mostram que, na segunda fase, durante o décimo e décimo terceiro dia do experimento, ocorreu uma significativa variação das vazões de entrada dos reagentes. Conseqüentemente, a concentração média de entrada do H_2S variou de 89 para 156 ppmv e, a vazão total da mistura reagente variou na faixa de 2987,76 a 3351,29 ml/min.

Os dados das Figuras de 4.5 a 4.13 indicam que a perturbação causada no sistema reacional, devido à variação da vazão e concentração de entrada, ocasionou uma redução da eficiência de remoção do H_2S em todos os biofiltros:

- biofiltros de bagaço de cana: apesar da perturbação o biofiltro (1) de bagaço e lodo ainda conseguiu manter uma eficiência média de remoção elevada de

97,74%, em seguida o biofiltro (3) de bagaço e água com 85,31% e por último o biofiltro (2) de bagaço e lodo com 66,45%;

- biofiltros de casca de *Pinus*: as eficiências médias de remoção para os biofiltros de casca de *Pinus* não variaram significativamente; a maior eficiência média de remoção foi de 93,84% apresentada pelo biofiltro (5) de casca e lodo, seguida do biofiltro (4) de casca e lodo com 92,20% e 89,49% para o biofiltro (6) de casca e água e;
- biofiltros de turfa: a maior eficiência média de remoção foi de 93,53% para o biofiltro (7) de turfa e lodo, seguida por 76,77% pelo biofiltro (9) de turfa e água e com menor remoção o biofiltro (8) de turfa e lodo de 44,16% .

Apesar da perturbação aplicada no sistema reacional, a análise das curvas de remoção permite observar que para todos os biofiltros houve rápida recuperação da capacidade de remoção do H_2S . Este fato pode ser atribuído à rápida adaptação dos microorganismos às novas condições operacionais impostas no sistema reacional.

Na terceira fase, a partir do décimo quarto dia até o final do experimento, a vazão total da mistura reagente se estabilizou na faixa de 1031,27 ml/min a 1709,53 ml/min e a concentração média de entrada do H_2S foi mantida em torno de 305 ppmv. Nesse período, os valores de remoção do H_2S da mistura reagente oscilaram na faixa de 70 a 100%, na maioria dos biofiltros com exceção dos biofiltros (2) de bagaço e lodo e (3) de bagaço e água:

- biofiltros de bagaço de cana: nessa última fase a maior eficiência média de remoção foi de 87,35% apresentada pelo biofiltro (1) de bagaço e lodo, seguida pelo biofiltro (2) de bagaço e lodo, já com valor bastante reduzido, 55,73% e com menor eficiência média de remoção o biofiltro (3) de bagaço e água, 51,26%;
- biofiltros de casca de *Pinus*: nessa fase os três biofiltros apresentaram eficiência média de remoção bastante satisfatória variando de 92,73% do biofiltro (4) de casca e lodo a 94,63% do biofiltro (5) de casca e lodo e 94,98% do biofiltro (6) de casca e água e;
- biofiltros de turfa: a eficiência média de remoção não deixou a desejar nessa

última fase, onde o biofiltro (9) de turfa e água apresentou o maior valor de 93,50% e os biofiltros (7) e (8) de casca e lodo valores de 85,86% e 85,09% respectivamente.

É interessante notar que, nesse período, a eficiência de remoção do H_2S acompanhava a concentração de entrada do H_2S nos biofiltros, conforme mostra a Tabela A-1 de Remoção do H_2S no Apêndice A.

A Tabela 4.5 apresenta os valores médios da eficiência de remoção dos biofiltros durante o processo de biofiltração.

Entre todos os biofiltros as maiores eficiências médias de remoção durante todo o período do experimento foi apresentada pelos biofiltros de casca de *Pinus*, seguidos dos biofiltros de turfa e por último dos biofiltros de bagaço de cana.

TABELA 4.5 – EFICIÊNCIA MÉDIA DE REMOÇÃO DO H_2S NOS BIOFILTROS

Eficiência de Remoção de H_2S nos biofiltros (%)					
Período (dias)	3 ^o .	4 ^o -9 ^o	10 ^o -13 ^o	14 ^o -29 ^o	Média
Concentração (ppmv)	112	89 (62-110)	156 (141-165)	305 (246-408)	
Bio(1)	42,95	100,00	97,74	87,35	82,01
Bio(2)	42,95	100,00	66,45	55,73	66,28
Bio(3)	88,59	83,23	85,31	51,26	77,10
Bio(4)	77,18	100,00	92,20	92,73	90,53
Bio(5)	77,18	100,00	93,84	94,63	91,41
Bio(6)	88,59	100,00	89,49	94,98	93,26
Bio(7)	77,18	100,00	93,53	85,86	89,14
Bio(8)	77,18	100,00	44,16	85,09	76,61
Bio(9)	88,59	81,10	76,77	93,50	84,99

4.8 PERDA DE CARGA NOS BIOFILTROS

Considerando a importância da perda de carga na operação dos biofiltros, foram determinadas as curvas de perda de carga em função da vazão para os leitos estudados, antes do início e no final do experimento. Nas Figuras de 4.14 a 4.19 são apresentadas curvas de perda de carga determinadas em função da vazão.

Para cada tipo de material suporte são apresentados dois biofiltros, um deles que foi inoculado com o lodo ativado e outro com água. Os resultados obtidos para os demais biofiltros são apresentados nas Tabelas A-4 do Apêndice A.

Para o material suporte de bagaço de cana os resultados obtidos da medida de perda de carga inicial e final são similares tanto no biofiltro (1) que contém bagaço e lodo como no biofiltro (3) com bagaço e água. As perdas de carga iniciais são inferiores às perdas de carga finais e ambas são quase paralelas nos dois biofiltros (1) e (3).

FIGURA 4.14 – PERDA DE CARGA NO BIOFILTRO (1)

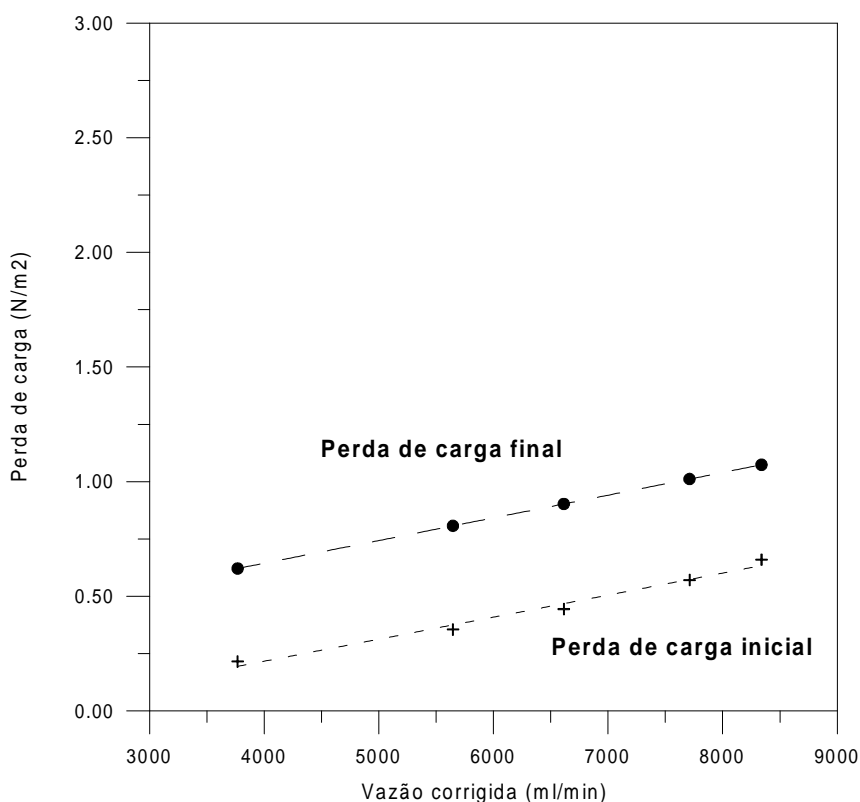


FIGURA 4.15 – PERDA DE CARGA NO BIOFILTRO (3)

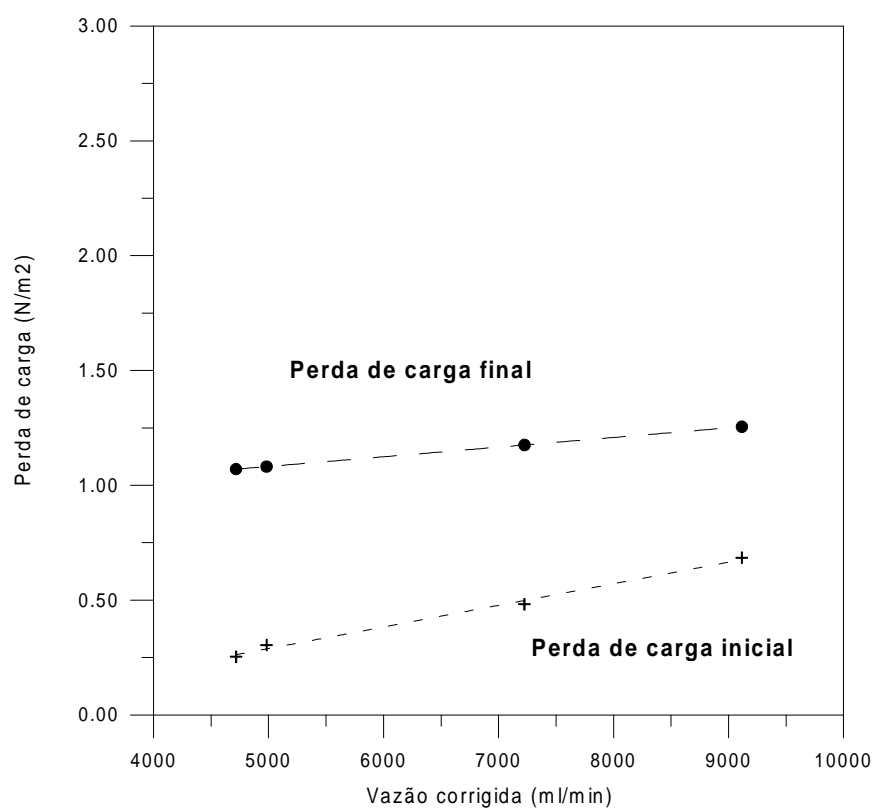


FIGURA 4.16 – PERDA DE CARGA NO BIOFILTRO (5)

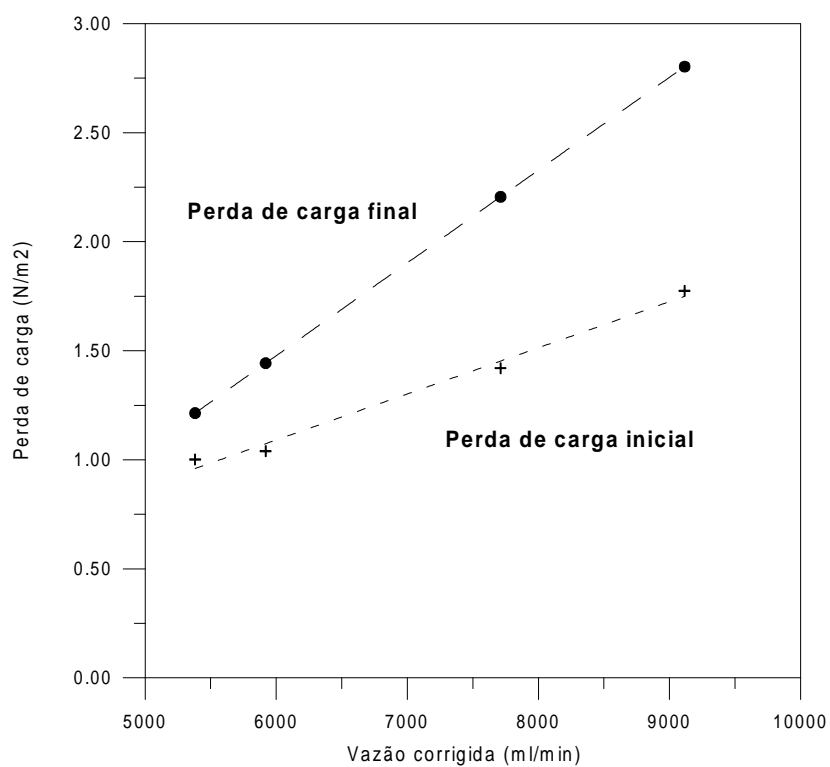
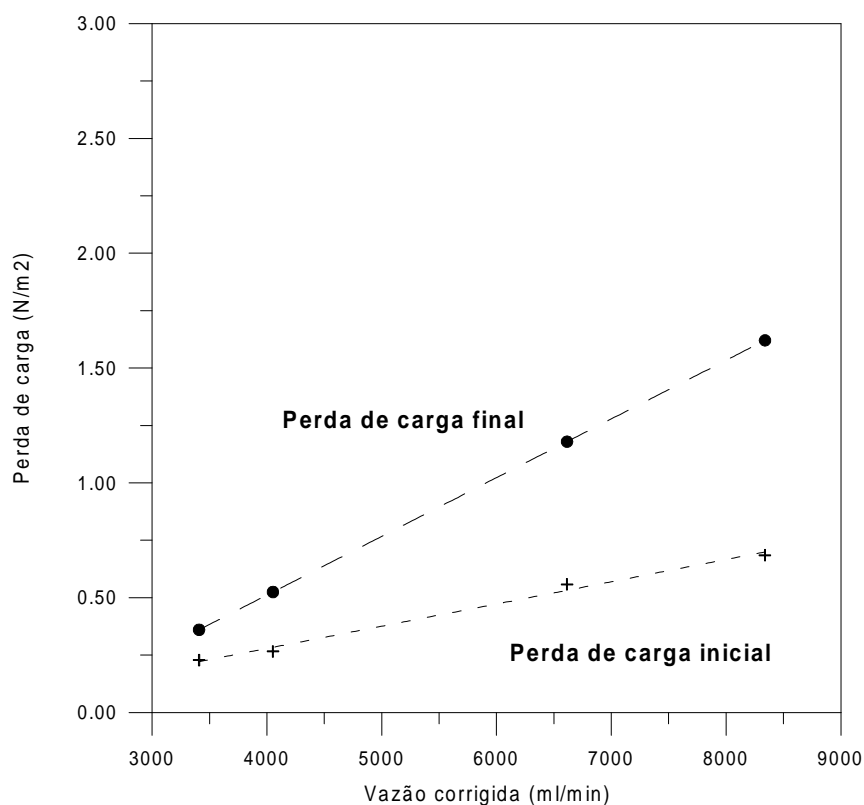


FIGURA 4.17 – PERDA DE CARGA NO BIOFILTRO (6)



Quanto ao material suporte casca de *Pinus*, a medida da perda de carga para o biofiltro (5) de casca e lodo e para o biofiltro (6) de casca e lodo é bastante semelhante, apesar dos valores da perda de carga do biofiltro (5) serem maiores. Para ambos os biofiltros quanto maior a vazão que é introduzida no interior do biofiltro, maior o aumento da perda de carga. A perda de carga final é superior à perda de carga inicial.

Para o material suporte turfa a medida de perda de carga para o biofiltro (8) de turfa e lodo é muito diferente do biofiltro (9) de turfa e água. Os valores obtidos das perdas de carga são superiores no biofiltro (8) e à medida que aumenta a vazão de alimentação do sistema de medida aumenta progressivamente a perda de carga do biofiltro. No biofiltro (9) as medidas entre as perdas de carga iniciais e finais é muito próximo, não apresentando muita variação entre o início e o fim do experimento.

FIGURA 4.18 – PERDA DE CARGA NO BIOFILTRO (7)

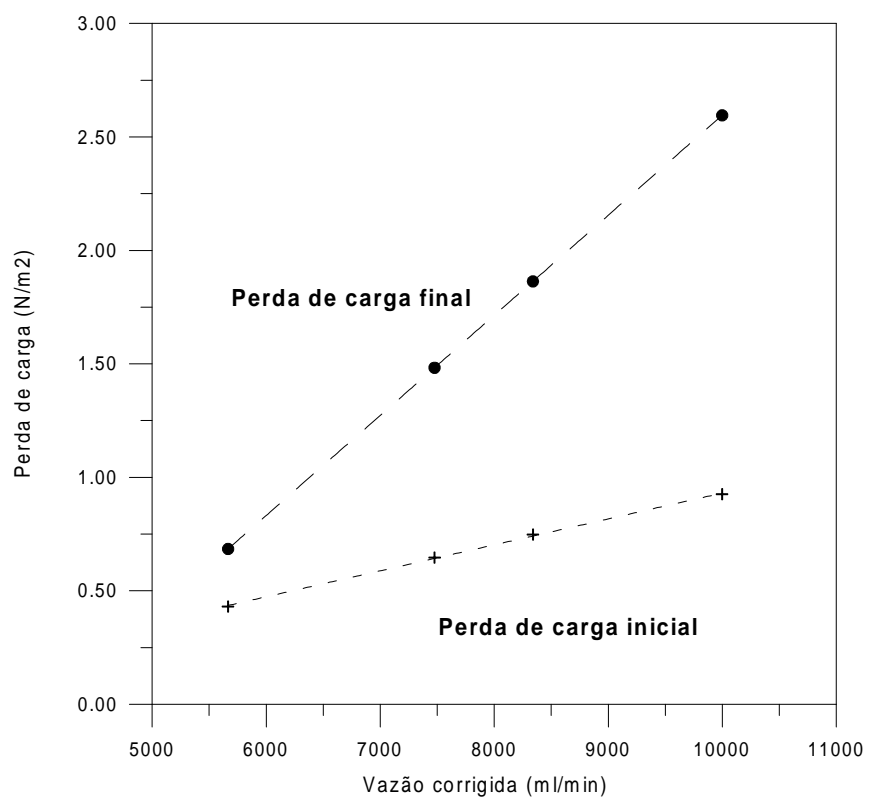
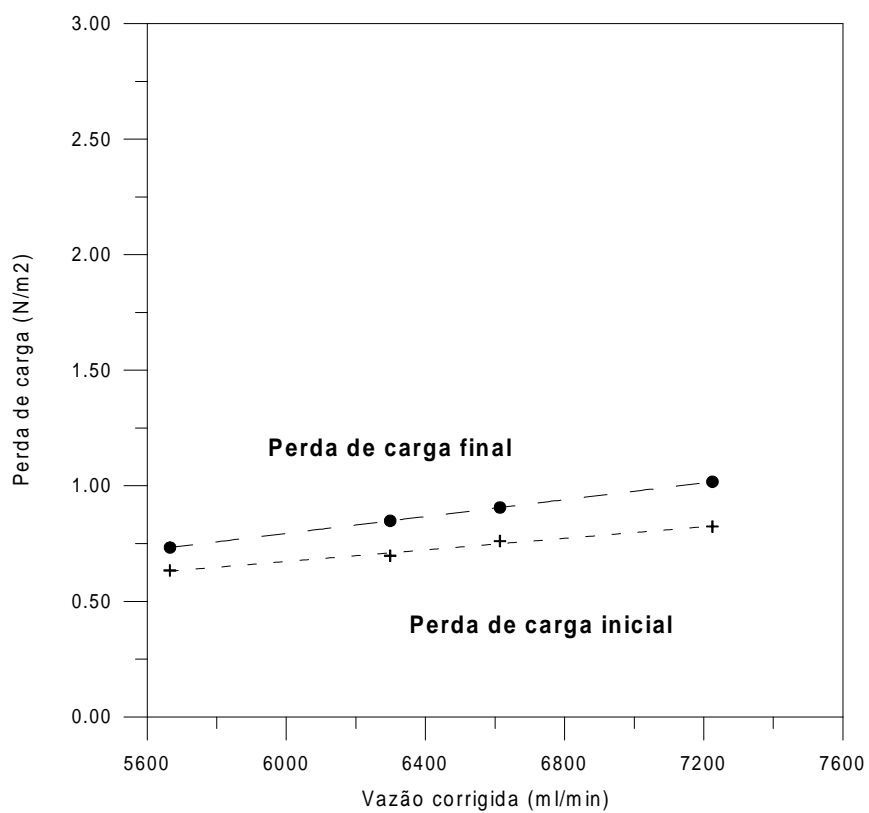


FIGURA 4.19 – PERDA DE CARGA NO BIOFILTRO (9)



A Tabela 4.6 apresenta a perda de carga dos biofiltros e as diferenças encontradas entre eles.

TABELA 4.6 – VARIAÇÃO DA PERDA DE CARGA DOS BIOFILTROS

Bio(1)	Vazão corrigida (ml/min)	(P2-P1)inicial (N/m ²)	(P2-P1)final (N/m ²)	• Pin - • Pfi (N/m ²)
	3768,10	0,216	0,621	0,406
	5646,52	0,355	0,807	0,452
	6614,19	0,444	0,903	0,459
	7711,22	0,571	1,011	0,441
	8339,09	0,659	1,073	0,414
Bio(3)	Vazão corrigida (ml/min)	(P2-P1)inicial (N/m ²)	(P2-P1)final (N/m ²)	• Pin - • Pfi (N/m ²)
	4716,80	0,254	1,070	0,817
	4982,43	0,304	1,082	0,777
	7224,80	0,482	1,176	0,694
	9115,29	0,685	1,255	0,571
Bio(5)	Vazão corrigida (ml/min)	(P2-P1)inicial (N/m ²)	(P2-P1)final (N/m ²)	• Pin - • Pfi (N/m ²)
	5380,88	1,002	1,214	0,213
	5919,05	0,951	1,443	0,492
	7711,22	1,331	2,206	0,875
	9115,29	1,775	2,803	1,028
Bio(6)	Vazão corrigida (ml/min)	(P2-P1)inicial (N/m ²)	(P2-P1)final (N/m ²)	• Pin - • Pfi (N/m ²)
	3409,32	0,228	0,360	0,132
	4052,71	0,266	0,525	0,259
	6614,19	0,558	1,180	0,622
	8339,09	0,685	1,621	0,936
Bio(7)	Vazão corrigida (ml/min)	(P2-P1)inicial (N/m ²)	(P2-P1)final (N/m ²)	• Pin - • Pfi (N/m ²)
	5665,49	0,431	0,685	0,254
	7476,64	0,647	1,483	0,837
	8339,09	0,748	1,864	1,116
	9998,44	0,925	2,595	1,670
Bio(9)	Vazão corrigida (ml/min)	(P2-P1)inicial (N/m ²)	(P2-P1)final (N/m ²)	• Pin - • Pfi (N/m ²)
	5665,49	0,634	0,733	0,099
	6298,53	0,697	0,849	0,151
	6614,19	0,761	0,906	0,146
	7224,80	0,824	1,018	0,194

Os dados da Tabela 4.6 mostram que em cada biofiltro há variação na perda de carga em função de valores semelhantes de vazão. De acordo com Ramírez-López et al (2003, p. 261), a perda de carga num biofiltro é função do conteúdo de umidade do material suporte e da velocidade superficial. Para os testes entre a perda de carga inicial e final foram utilizadas vazões semelhantes, para que a velocidade no interior do biofiltro fosse a mesma, a qual variou entre 0,05 m/s e 0,15 m/s para vazões utilizadas.

Não foi possível utilizar os mesmos valores de vazão entre todos os biofiltros; assim, a faixa de variação mantida entre os biofiltros para a medida da perda de carga ficou entre 3409 ml/min e 9999 ml/min.

Pode-se observar que para o material suporte bagaço de cana, a perda de carga interna nos biofiltros (1) com bagaço e lodo e (3) com bagaço e água, aumenta tanto na fase inicial como na fase final de forma linear de acordo com o aumento de vazão que está sendo introduzida ao sistema.

Já nos materiais suportes de casca de *Pinus* a perda de carga aumenta significativamente com o aumento da vazão do ar para os dois tipos de biofiltros estudados, com lodo e água, tanto na medida inicial quanto na medida final.

A diferença entre o valor inicial e final da perda de carga dos biofiltros representa o crescimento da biomassa, ou seja, o desenvolvimento dos microorganismos existentes desde o início até o final do experimento. É desejável que haja o desenvolvimento dos microorganismos, entretanto não é desejável que a perda de carga torne-se muito elevada, pois isso provocaria obstrução da passagem do gás no interior do biofiltro.

Segundo Yang e Allen (1994, p. 865), a perda de carga depende da maneira como o biofiltro foi empacotado. Quanto maior a densidade do material empacotado, maior será a perda de carga para uma mesma velocidade do gás.

Mc Nevin e Barford (2000, p. 238) afirmam que a perda de carga na fase gás através do leito do biofiltro aumenta com a vazão do gás. Este fato é constatado em todas as medidas de perda de carga dos biofiltros. Na medida de perda de carga no início do experimento, a menor variação foi 0,19 N/m² do biofiltro (9); e a maior foi 0,773 N/m², apresentada pelo biofiltro (5). Na perda de carga final a menor variação foi 0,185 N/m² do biofiltro (3); e a maior foi 1,589 N/m² do biofiltro (5).

4.9 UMIDADE DOS BIOFILTROS

De acordo com Leson e Winer (1991, p. 1051), no processo de biofiltração a manutenção de um conteúdo ótimo de umidade no suporte do biofiltro é necessária, pois influencia a eficiência operacional.

A umidade é essencial para a sobrevivência e o metabolismo dos microorganismos residentes e contribui para a capacidade tampão do biofiltro. A umidade em excesso resulta na compactação do leito e impossibilita o tratamento do gás residual, além de originar a formação de zonas anaeróbias e a emissão de odores. Quando a umidade do leito não é adequada, o gás residual seca rapidamente o leito. O conteúdo de umidade entre 40 e 60% (p/p) é considerado ideal. Neste trabalho, a umidade dos suportes foi medida antes e após o término dos experimentos. Os resultados estão apresentados na Tabela 4.5.

A Tabela 4.7 apresenta os teores de umidade inicial e final dos suportes preparados com lodo, água deionizada e CaCO_3 . Os resultados mostram que inicialmente o teor de umidade dos materiais suportes preparados com bagaço são maiores, seguido pelos suportes de casca de *Pinus* e turfa.

No final do experimento, o teor de umidade aumentou para a maioria dos materiais suportes, principalmente para as cascas de *Pinus* e turfa. O comportamento do teor de umidade em relação ao suporte manteve-se semelhante ao inicial. Os dados da Tabela 4.5 mostram que a maior variação de umidade ocorreu nos materiais suportes de casca de *Pinus* e de turfa, apesar de eles apresentarem a menor capacidade de absorção de água.

O bagaço de cana apresentou valores de umidade na faixa de 84 a 90% antes e após o experimento, o que é explicado pelo alto poder de retenção de água deste suporte, cujo valor é de 8,9 g H_2O /g suporte.

A casca de *Pinus* apresentou umidades de 36 a 64%, com capacidade de retenção de 0,1 g H_2O /g suporte.

A turfa apresentou umidades de 37 a 51%, com capacidade de retenção de 0,3 g H₂O/g suporte, conforme expresso inicialmente na Tabela 5.1.

TABELA 4.7 – UMIDADES DOS BIOFILTROS

Biofiltros	Tipos de suporte	Umidade inicial (%)	Umidade final (%)	Variação de Umidade
1	bagaço de cana + lodo	84,80	89,42	4,62
2	bagaço de cana + lodo	84,80	84,86	0,06
3	bagaço de cana + água	85,82	90,09	4,27
4	casca de Pinus + lodo	46,75	47,68	0,93
5	casca de Pinus + lodo	46,75	54,24	7,49
6	casca de Pinus + água	36,20	63,77	27,57
7	turfa + lodo	37,85	51,24	13,39
8	turfa + lodo	37,85	42,52	4,67
9	turfa + água	38,52	46,93	8,41

A preparação dos nove biofiltros foi realizada de forma sistêmica, ou seja, os biofiltros com o mesmo suporte continham a mesma quantidade em massa de material suporte, CaCO₃, lodo e água deionizada. Na preparação de cada biofiltro, teve-se o cuidado de montar o leito de forma que a altura dos nove biofiltros fosse semelhante.

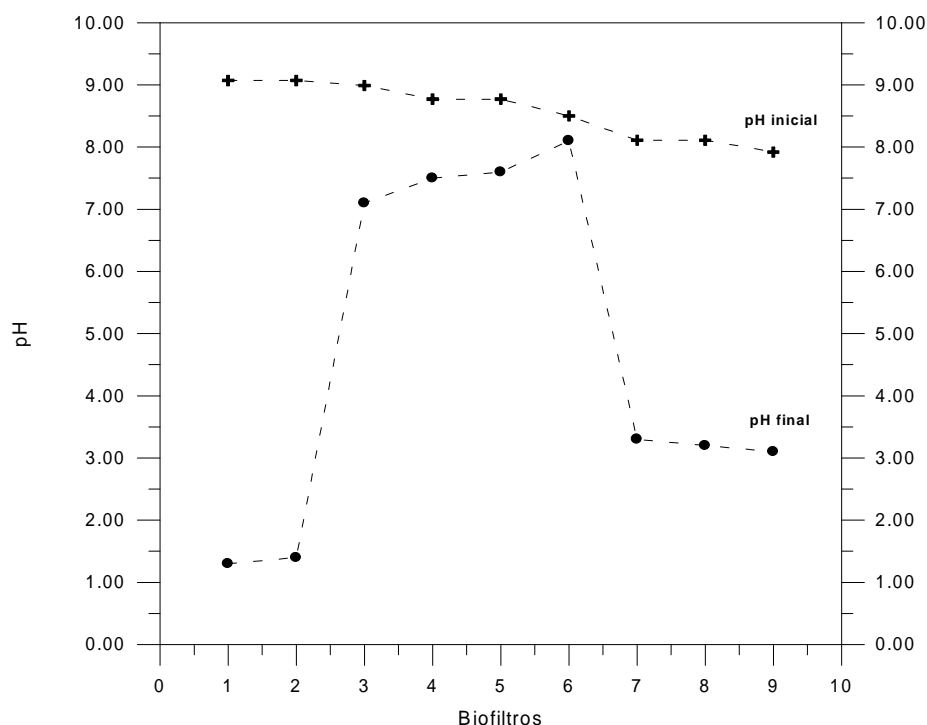
4.10 pH DOS BIOFILTROS

Leson e Winer (1991, p. 1051) afirmam que a maioria dos microorganismos prefere uma faixa específica de pH; logo mudanças no pH do leito do biofiltro afetarão fortemente a sua atividade. Dependendo do tipo de microorganismo que estiver presente, uma queda no pH pode destruir a população residente e reduzir ou

mesmo eliminar a atividade do biofiltro.

Como o lodo ativado que continha os microorganismos apresentou um pH inicial de 6,8, adequou-se a faixa de pH do biofiltro entre 8 e 9, com o intuito de os microorganismos não sofrerem um choque na alimentação com o sulfeto de hidrogênio e baixarem o pH para valores inferiores aos quais estavam adaptados. Como cada suporte apresentava diferentes valores de pH, adicionou-se o CaCO_3 para a elevação do pH e também para atuar como agente neutralizante. A Figura 4.24 apresenta os valores obtidos do pH para cada biofiltro antes e depois do experimento.

FIGURA 4.24 – pH DOS BIOFILTROS



Os dados da Figura 4.24 mostram que o pH inicial dos biofiltros se situa na faixa de 8,0 e 9,0. Esta condição inicial de pH foi adequada, considerando que a introdução do H_2S , de caráter bastante ácido, modifica as condições do pH do leito durante o experimento.

Os resultados obtidos mostram que no final do processo o valor do pH dos

biofiltro variou significativamente. Os biofiltros (1), (2), (7), (8) e (9) apresentaram características ácidas, enquanto os biofiltros (3), (4), (5) e (6) apresentaram características básicas.

Esses resultados mostram que, apesar da adição de CaCO_3 nos materiais suportes, o pH diminuiu em alguns biofiltros, indicando forte acidificação do meio, o que ocasionou a queda significativa do valor de remoção de H_2S no vigésimo oitavo dia do experimento em alguns biofiltros.

4.11 POROSIDADE NOS BIOFILTROS

De acordo com Cohen (2001, p. 261) a porosidade do material suporte é importante fator na adsorção dos microorganismos. O material suporte que possui interiormente grande quantidade de espaços vazios permite aos microorganismos atacar em melhores condições, enquanto a vazão de ar ao redor desses materiais suportes pode ser introduzida a maiores velocidades.

De acordo com Tampion e Tampion (apud LESON E WINER, 2001, p. 261), a máxima acumulação da biomassa ocorre quando o tamanho dos poros é de uma a cinco vezes o tamanho da bactéria.

Delhoménie et al. (2003, p. 217), em seu estudo sobre compactação do recheio de um biofiltro, tratando vapores de tolueno, apresenta a correlação entre a porosidade do leito e a perda de carga, utilizando a equação (2) de Ergun.

$$\Delta P = \frac{150 \cdot \eta \cdot L \cdot v}{D_p^2} \cdot \frac{(1 - \epsilon)^2}{\epsilon^3} + 1,75 \cdot \frac{L \cdot v^2 \cdot \rho'}{D_p} \cdot \frac{(1 - \epsilon)}{\epsilon^3} \quad (4.2)$$

onde:

ΔP = perda de carga;

η = viscosidade do ar;

ρ = densidade do ar;

v = velocidade do ar na coluna vazia;

D_p = diâmetro médio das partículas e;

L = altura do leito.

Tendo como referência esta equação de Ergun e possuindo todos os valores das variáveis contidas na equação, é possível calcular as porosidades dos materiais suportes dos biofiltros no início e final do experimento. A perda de carga foi determinada a partir da passagem de ar pelos biofiltros no início e no final do experimento, cujos resultados foram mostrados anteriormente no item 4.8. As porosidades que serão apresentadas são referentes aos mesmos biofiltros que apresentam os resultados da perda de carga.

A viscosidade do ar utilizada foi $1,819 \cdot 10^{-5} \text{ kg.m}^{-1}.\text{s}^{-1}$ (η), a densidade do ar era $1,161581 \text{ kg/m}^3$ (ρ), a velocidade do ar na coluna vazia (v) era função da vazão de ar introduzida no sistema, da densidade do ar e da área vazia do biofiltro, sabendo-se que o diâmetro do biofiltro é 3,8 cm. O diâmetro médio das partículas (D_p) foi estabelecido como de 2,24 mm, que é a média do tamanho das partículas utilizadas entre 1,68 mm e 2,80 mm. A altura do leito (L) foi específica para cada biofiltro, tanto no início como no final do experimento e pode ser visualizada na Tabela 4.4.

A partir desta equação e com o auxílio do Método de Ajuste dos Mínimos Quadrados não lineares, utilizando o Programa do *Mathcad*, fez-se o cálculo das porosidades inicial e final dos materiais suportes de cada biofiltro.

Os dados experimentais da perda de carga estão apresentados no Apêndice A-4. Assim os cálculos realizados pelo *Mathcad* por meio do ajuste da porosidade dos biofiltros estão no Apêndice A-6. As porosidades dos materiais suportes dos biofiltros estão apresentadas na Tabela 4.8.

Comparando-se os diferentes materiais suportes utilizados, pode-se avaliar que no bagaço de cana o biofiltro (1) com bagaço e lodo apresenta porosidade inferior ao biofiltro (3) com bagaço e água tanto no início como após o término do

processo, apesar das porosidades estarem com valores bem próximos.

TABELA 4.8 – POROSIDADES DOS BIOFILTROS

Biofiltros	Porosidade inicial	Porosidade final	P_{inicial} - P_{final}
Bio(1)	0,256	0,213	0,043
Bio(3)	0,268	0,206	0,062
Bio(5)	0,200	0,177	0,023
Bio(6)	0,260	0,208	0,052
Bio(7)	0,251	0,197	0,054
Bio(9)	0,231	0,219	0,012

Na casca de *Pinus* o comportamento das porosidades se assemelha ao do bagaço de cana, ou seja, a porosidade do biofiltro (5) de casca e lodo é inferior a do biofiltro (6) de casca e água, tanto no início como no final do processo, mas com uma variação bem mais significativa.

Na turfa o comportamento entre os dois biofiltros analisados é diferente, o biofiltro (7) de turfa e lodo apresenta porosidade superior ao biofiltro (9) de turfa e água, somente na fase inicial de medida, na fase final o biofiltro (9) apresenta porosidade maior que o biofiltro (7).

Os dados da Tabela 4.8 mostram que o biofiltro que apresentou menores valores de porosidade foi o biofiltro (5), de casca de *Pinus* com lodo, com 0,200 no início e 0,177 no final do processo.

Pelo que foi citado anteriormente por Cohen, a porosidade influi no crescimento dos microorganismos. O material suporte que apresenta maior valor de porosidade no início do experimento contribui para uma maior facilidade de adsorção dos microorganismos nas partículas constituintes do leito do biofiltro.

4.12 ANÁLISES MICROBIOLÓGICAS

As análises microbiológicas foram realizadas no final do experimento para verificar a quantidade de microorganismos existentes em cada material suporte dos biofiltros.

De acordo com Devinny et al. (1999, p. 82), os grupos de microorganismos mais predominantes nos biofiltros são as bactérias e os fungos. As bactérias apresentam rápido crescimento e, sob condições favoráveis, elas predominarão sobre os fungos presentes.

Os fungos geralmente crescem mais vagarosamente e suas amplas estruturas lhes dão pequenas relações entre espaço e volume por substrato formado. Eles são capazes de degradar uma variedade maior de poluentes e podem resistir a severas condições. Entretanto os fungos produzem filamentos eretos e emaranhados, que podem obstruir a passagem do ar e, unidos, conseguem provocar uma parede de bloqueio nas partículas do leito.

Pela análise microbiológica do lodo ativado constata-se que há predominância de bactérias heterotróficas e que a quantidade existente no lodo é significativa. Para cada mililitro de lodo existem $4,75 \times 10^7$ unidades formadoras de colônias, conforme relatado na Tabela 4.2.

Para verificar os microorganismos existentes nos biofiltros, fez-se uso do método microbiológico qualitativo que permitiu verificar a população de microorganismos predominantes nos biofiltros e compreender melhor suas variações.

Os biofiltros selecionados para as análises microbiológicas foram um biofiltro contendo lodo, e o outro contendo água para cada material suporte. O biofiltro com lodo foi aquele que apresentou aparentemente melhores resultados na eficiência de remoção do H_2S . Dessa forma, logrou-se a verificação do tipo de microorganismos presentes em cada leito.

4.12.1. Método Qualitativo

Para que fosse possível a avaliação das características dos microorganismos existentes em cada biofiltro analisado, fez-se uso do método qualitativo, acompanhado de visualização em microscópio e digitalização das

imagens obtidas.

As imagens que foram obtidas em microscópio estão com ampliação de 1000 vezes o tamanho original visualizado na lâmina.

A população microbiana encontrada nos biofiltros com material suporte bagaço de cana foi diversificada, o biofiltro (1) que foi preparado com bagaço e lodo apresentou bactérias Gram negativas, dispersas por toda a lâmina, sob a forma de bacilos em algumas placas; em outras, houve a presença de hifas fúngicas com esporos do tipo Gram negativas. A visualização desses microorganismos pode ser observada nas Figuras 4.25 e 4.26. Em relação ao biofiltro (3) que foi preparado com bagaço e água, observou-se a presença de bactérias sob a forma de bacilos Gram negativos em grande quantidade, similares às do biofiltro (1), e podem ser visualizadas na Figura 4.27.

No material suporte casca de *Pinus*, a população microbiana não apresentou diferenças, o biofiltro (5) preparado com casca e lodo apresentou a existência de bactérias do tipo Gram negativas sob a forma de bacilos mais alongados, como está apresentado na Figura 4.28. O biofiltro (6) que continha casca e água apresentou bactérias Gram negativas, sob a forma de bacilos. A Figura 4.29 apresenta os microorganismos encontrados no biofiltro (6).

O material suporte turfa apresentou uma população microbiana menos variada. O biofiltro (7) preparado com turfa e lodo mostrou pequena quantidade de hifas fúngicas Gram negativas. A imagem desses microorganismos pode ser observada na Figura 4.30. O biofiltro (9) com turfa e água apresentou a existência de muitas hifas fúngicas Gram negativas onde podem ser observados também os esporos existentes. As imagens destes microorganismos são apresentadas nas Figuras 4.31 e 4.32.

Essas imagens caracterizam os tipos de microorganismos que tiveram predominância nos biofiltros analisados.

Com esta visualização da população microbiana existente em cada biofiltro juntamente com os valores finais obtidos de pH, pode-se afirmar que onde o pH apresentou valores muito baixos, entre 1,0 e 1,5, apareceram hifas fúngicas e ao mesmo tempo bactérias junto ao leito dos biofiltros, como ocorreu no biofiltro (1). Da mesma forma, nos biofiltros (7) e (9), que apresentaram baixos pHs, entre 3,0 e 3,5, foram encontradas somente hifas fúngicas. Já os demais biofiltros (3), (5) e (6) que apresentaram pH entre 7,0 e 8,0 foram encontradas somente bactérias.

É importante observar que em todos os biofiltros houve desenvolvimento de microorganismos, tanto naqueles que foram inoculados com lodo ativado no início dos experimentos como naqueles que continham água ao invés do lodo. Os biofiltros com água junto ao suporte também apresentaram microorganismos devido a uma provável contaminação originária da alimentação do ar pelo compressor, visto que não foi colocado filtro na entrada deste ar. Mesmo assim, esses microorganismos que se desenvolveram nos biofiltros com água, conseguiram tornarem-se resistentes ao sulfeto de hidrogênio e fazer a remoção do gás.

Quanto ao tipo de microorganismo existente nos biofiltros com lodo ou com água, não se observa muita diferença; pelas imagens obtidas, pode-se constatar que os microorganismos são semelhantes em ambos os casos.

FIGURA 4.25 – MICROORGANISMOS DO BIOFILTRO (1)

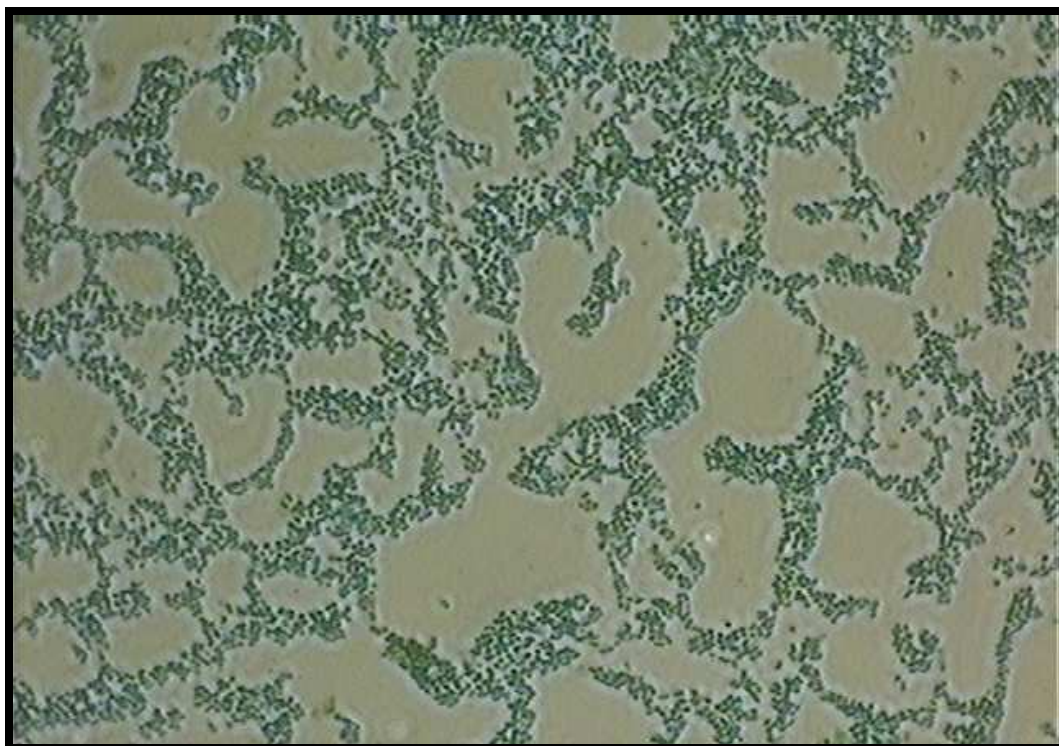


FIGURA 4.26 – MICROORGANISMOS DO BIOFILTRO (1)

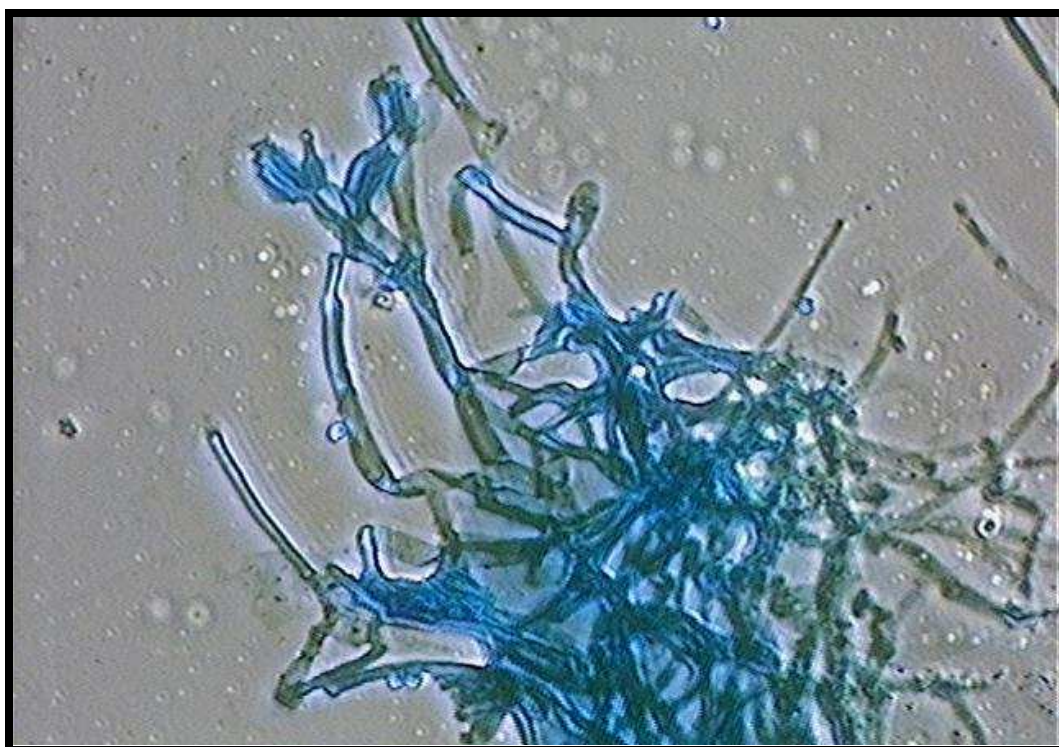


FIGURA 4.27 – MICROORGANISMOS DO BIOFILTRO (3)

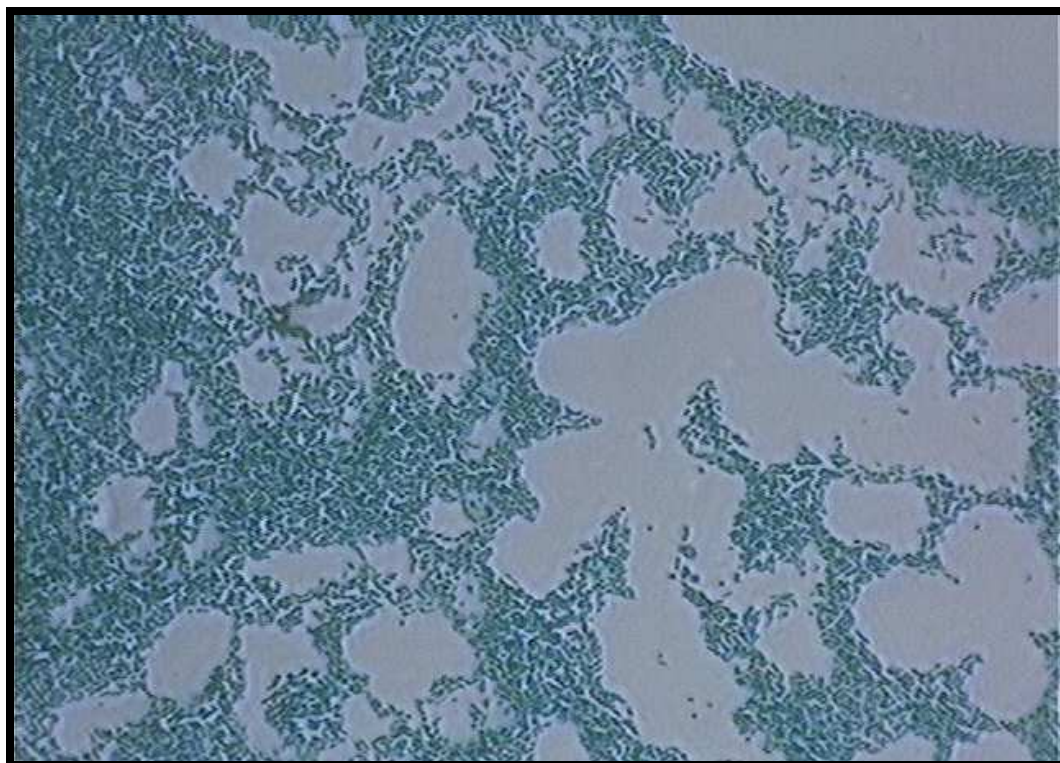


FIGURA 4.28 – MICROORGANISMOS DO BIOFILTRO (5)



FIGURA 4.29 – MICROORGANISMOS DO BIOFILTRO (6)

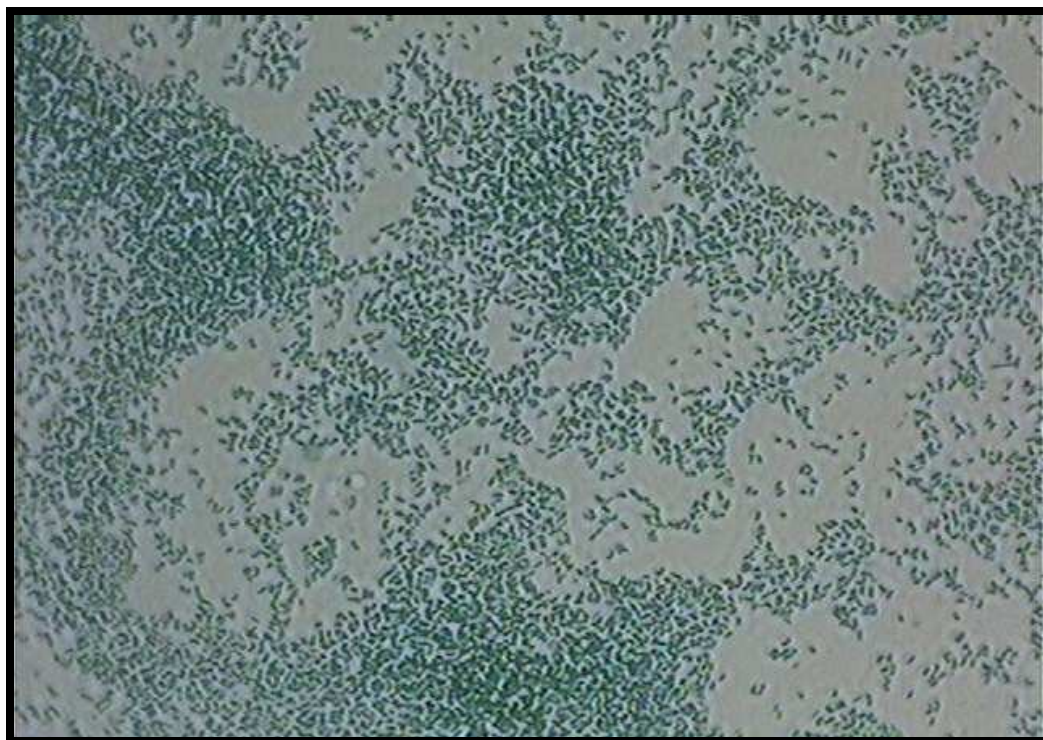


FIGURA 4.30 – MICROORGANISMOS DO BIOFILTRO (7)



FIGURA 4.31 – MICROORGANISMOS DO BIOFILTRO (9)

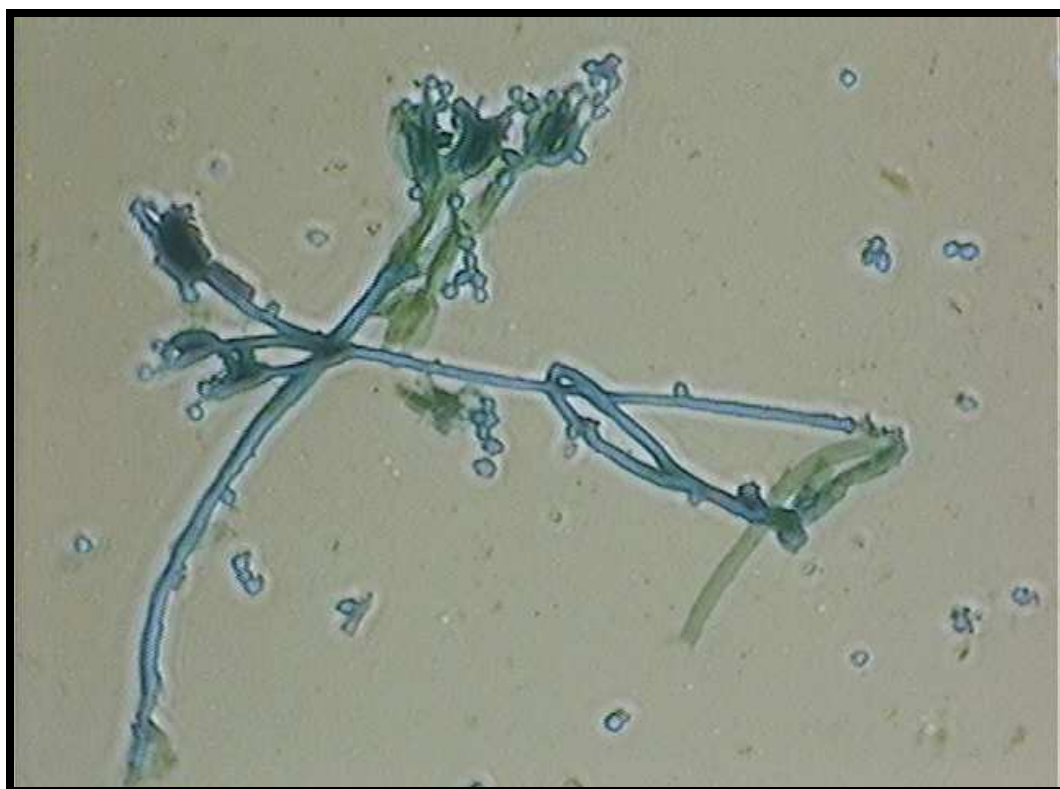


FIGURA 4.32 – MICROORGANISMOS DO BIOFILTRO (9)



4.13 COMPARAÇÃO DOS BIOFILTROS

Ao término do trabalho podem-se analisar os biofiltros em relação a todas as variáveis determinadas para apontar qual o material suporte que apresentou o melhor desempenho, considerando as condições estabelecidas na condução do processo.

Os dados listados na Tabela 4.9 mostram todos as variáveis experimentais obtidas na condução do experimento.

Em relação à eficiência média de remoção do sulfeto de hidrogênio verificou-se que todos os biofiltros com material suporte de casca de *Pinus* apresentaram melhores resultados que os demais materiais suportes, independente de o material suporte ter sido impregnado com o lodo ou com água.

A porosidade teve resultados maiores para os biofiltros com materiais suportes bagaço de cana, turfa e para o biofiltro (6), resultante da mistura da casca de *Pinus* e água. Um alto valor de porosidade é desejável para facilitar a adsorção dos microorganismos. Estes mesmos biofiltros que tiveram alta porosidade em relação ao biofiltro (5) de casca de *Pinus* e lodo, apresentaram valores de perda de carga menores que o biofiltro (5).

O pH variou significativamente nos biofiltros com materiais suportes de bagaço de cana e turfa, fazendo com que o meio de cada biofiltro assumisse características ácidas, indesejáveis para o bom desempenho do biofiltro. No material suporte casca de *Pinus* o pH manteve-se relativamente estável e dentro da faixa ideal de operação, ou seja, próximo do pH 7,0.

O valor ótimo de umidade no interior do leito, segundo Ottengraf et al. (1986, p. 62) varia de 40 a 60% e está dentro do esperado para todos os biofiltros.

TABELA 4.9 – COMPARAÇÃO ENTRE OS DADOS EXPERIMENTAIS OBTIDOS DURANTE O PROCESSO DE BIOFILTRAÇÃO

Dados experimentais	BIO (1)	BIO (2)	BIO (3)	BIO (4)	BIO (5)	BIO (6)	BIO (7)	BIO (8)	BIO (9)
Eficiência média de remoção do H₂S (%)	82,01	66,28	77,10	90,53	91,41	93,26	89,14	76,61	84,99
Perda de carga inicial (N/m²)	0,449	-	0,431	-	1,265	0,434	0,688	-	0,729
Perda de carga final (N/m²)	0,883	-	1,146	-	1,917	0,921	1,657	-	0,876
Δ(Perda de carga) (N/m²)	0,434	-	0,715	-	0,652	0,487	0,969	-	0,147
Porosidade inicial	0,256	-	0,268	-	0,200	0,260	0,251	-	0,231
Porosidade final	0,213	-	0,206	-	0,177	0,208	0,197	-	0,219
Δ(Porosidade)	0,043	-	0,062	-	0,023	0,052	0,054	-	0,012
pH inicial	9,1	9,1	9,0	8,8	8,8	8,5	8,1	8,1	7,92
pH final	1,4	1,4	7,1	7,5	7,6	8,1	3,3	3,2	3,1
Δ(pH)	7,7	7,7	1,9	1,3	1,2	0,4	4,8	4,9	4,8
Umidade inicial (%)	89,42	84,86	90,09	47,68	54,24	63,77	51,24	42,52	46,93
Umidade final (%)	60,97	53,75	68,15	40,28	44,96	67,76	51,41	39,47	52,64
Δ(Umidade) (%)	28,45	31,11	21,94	7,40	9,28	3,99	0,17	3,05	5,71
Altura do leito inicial (cm)	17,0	16,8	19	18	18,3	20,1	19	19	18,9
Altura do leito final (cm)	16,8	16,1	18	18	18	20,1	19	18,9	18,8
Δ(Altura) (cm)	0,2	0,7	1,0	0,0	0,3	0,0	0,0	0,1	0,1

A altura do leito teve variação mínima em todos os biofiltros. Logo, nesse período do experimento, pode-se afirmar que não houve problemas do tipo compactação do leito.

A umidade de todos os biofiltros manteve-se dentro do valor ótimo de umidade para o processo de biofiltração, entre 40 a 60%.

O valor obtido do pH para os biofiltros de casca de *Pinus* ao final do experimento está próximo do valor para a condição ideal de operação na biofiltração, pH 7,0, enquanto os biofiltros com suportes de bagaço de cana e turfa assumiram valores de pH totalmente ácidos, com exceção do biofiltro preparado com bagaço de cana e água.

Dessa forma os melhores resultados durante o processo de biofiltração foram do material suporte casca de *Pinus*, que apresentou maior eficiência média de remoção do H_2S , manteve o pH na faixa ideal e apresentou umidade adequada durante todo o experimento. A estabilidade no pH é um ponto forte deste material suporte, pois a atividade microbiana permaneceu estável enquanto o pH foi mantido próximo de 7,0.

4.14 DISPOSIÇÃO DA BIOMASSA

O tempo de funcionamento de um biofiltro é variável, tudo depende do comportamento dos microorganismos no decorrer do processo.

A partir do momento em que a eficiência de remoção do biofiltro diminui, deve-se proceder a troca do leito do biofiltro e conseqüentemente a disposição da biomassa formada. No caso desse processo de biofiltração, a biomassa era constituída principalmente pelo material suporte, lodo ou água e matéria orgânica. Assim, dependendo do material suporte, pode-se destinar esse resíduo como adubo orgânico, como auxiliar no processo de biorremediação do solo, entre outras utilidades.

5. CONCLUSÃO

Os resultados obtidos durante a realização dos experimentos deste trabalho permitem concluir que é possível a utilização dos resíduos industriais, bagaço de cana e casca de *Pinus*, na biofiltração do sulfeto de hidrogênio na faixa das condições experimentais utilizadas.

Além disso, os resultados mostram que a variação média da quantidade de sulfeto de hidrogênio que é removida em todos os biofiltros está na faixa entre 66 e 93% da quantidade de H_2S inicialmente presente na mistura gasosa residual.

Durante o experimento, os dados coletados permitem concluir que o aumento significativo da vazão de entrada causa uma perturbação no sistema reacional e a partir do momento em que esta vazão reduz e se torna mais estável, a sua variação torna-se diretamente proporcional à variação da concentração de entrada do H_2S .

Dessa forma, verificou-se que, após a perturbação e redução da vazão de entrada, os biofiltros recuperam a eficiência de remoção do H_2S e o sistema consegue operar de maneira satisfatória.

Os resultados também indicam que, quando se opera com baixa vazão de gás na entrada do sistema, a eficiência de remoção do H_2S varia com a sua concentração de entrada nos biofiltros.

Os resultados dos testes microbiológicos apresentam incidência de microorganismos, tanto nos biofiltros com material suporte inoculado com lodo ativado, bem como naqueles em que o material suporte contém água. Em ambos os casos, os microorganismos desenvolveram-se e foram resistentes ao sulfeto de hidrogênio.

Os resultados dos testes microbiológicos mostram semelhança quanto ao tipo de microorganismo, pois foram encontradas bactérias sob a forma de bacilos Gram

negativos nos biofiltros de bagaço de cana e casca de *Pinus*, e hifas fúngicas Gram negativas na turfa e em um dos biofiltros do bagaço de cana. As variações em relação ao tipo de microorganismo ocorrem conforme a faixa de pH final em que se encontram os biofiltros, ou seja, para valores de pH entre 1,0 e 3,5 observou-se a presença de hifas fúngicas e algumas bactérias, enquanto para valores na faixa de 7,0 e 8,0 encontra-se somente a presença de bactérias, sendo o pH 7,0 o valor ótimo no processo de biofiltração.

Finalmente após avaliação criteriosa de todas as variáveis analisadas nesse processo de biofiltração e conforme as condições operacionais estabelecidas durante a condução do experimento, pode-se afirmar que o material suporte que apresentou a maior eficiência média de remoção durante o decorrer do processo foi a casca de *Pinus*.

SUGESTÕES PARA TRABALHOS FUTUROS

1. Realizar novo experimento com biofiltros, montados em múltiplos estágios, para verificar o comportamento de cada um em relação à umidade, perda de carga e remoção do sulfeto de hidrogênio.
2. Realizar novo experimento, misturando materiais suportes naturais com materiais sintéticos impermeáveis, para observar o comportamento da perda de carga e da eficiência de remoção do sulfeto de hidrogênio durante a condução dos experimentos.
3. Estudar a adsorção do gás sulfeto de hidrogênio nos três suportes utilizados: bagaço de cana, casca de *Pinus* e turfa.
4. Analisar a água retida nos aeradores que possibilitam a umidificação dos biofiltros para descobrir os compostos resultantes após o experimento.
5. Determinar a espécie microbiana presente nos diferentes materiais suportes, após o experimento.

REFERÊNCIAS

1. AIR LIQUIDE S.A. **Safety data sheet:** hydrogen sulfide. France, 2002. 5 p.
2. ANTAS, L. M. **Dicionário de termos técnicos:** inglês – português. 6. ed. São Paulo: Traço Editora, 2002. 948 p.
3. ATSDR – AGENCY FOR TOXIC SUBSTANCES AND DISEASE REGISTRY. **Managing hazardous materials incidents.** Vol. 3 – Medical Management Guidelines for Acute Chemical Exposures: hydrogen sulfide. Department of Health and Human Services, Public Health Service. Atlanta, GA, 1999.
4. BAUMBACH, G. **Air quality control:** formation and sources, dispersion, characteristics and impact of air pollutants – measuring methods, techniques for reduction of emissions and regulations for air quality control. Tradução: Christina Grubinger-Rhodes. Berlin: Springer, 1996. 490 p.
5. BOHN, H. L.; BOHN, K. H. Moisture in biofilters. **Environmental Progress.** v. 18, n. 3, p. 156-161, 1999.
6. BRAGA, B. et al. **Introdução à engenharia ambiental.** São Paulo: Prentice Hall, 2002. p. 169-214.
7. BRENNAN, B. M., DONLON, M.; BOLTON, E. Peat biofiltration as na odour control technology for sulphur – based odours. **J. CIWEM.** v. 10, p. 190-198, 1996.
8. BURGESS, J. E.; PARSONS, S. A.; STUETZ, R. M. Developments in odour control and waste gas treatment biotechnology: a review. **Biotechnology Advances**, v. 19, p. 35-63, 2001.
9. BURGESS, T. Noncondensable gases. In: GREEN, R. P.; HOUGH, G. **Chemical recovery in the alkaline pulping processes.** 3. ed. Atlanta: TAPPI Press, 1992. p. 37-44.
10. CHRISTEN, P., DOMENECH, F., MICHELENA, G., AURIA, R., REVAH, S. Biofiltration of volatile ethanol using sugar cane bagasse inoculated with *Candida utilis*. **Journal of Hazardous Materials.** v. B89, p. 253-265, 2002.

11. COHEN, Y. Biofiltration – the treatment of fluids by microorganisms immobilized into the filter bedding material: a review. **Bioresource Technology**. v. 77, p. 257-274, 2001.
12. CONVERTI, A.; ZILLI, M.; SENE, L.; SATO, S. Biofiltração: uma tecnologia já afirmada no tratamento de emissões gasosas. **Farmácia & Química**. v. 34, n. 2, p. 26-36, 2001.
13. CORSI, R. L.; SEED, L. Biofiltration of BTEX: media, substrates and loadings effects. **Environmental Program**. v. 14, n. 3, 151-158, 1995.
14. COUILLARD, D. The use of peat in wastewater treatment. **Water. Resource**. v. 28, n. 6, p. 1261-1274, 1994.
15. DELHOMÉNIE, M. C.; BIBEAU, L.; GENDRON, J.; BRZEZINSKI, R.; HEITZ, M. A study of clogging in a biofilter treating toluene vapors. **Chemical Engineering Journal**. v. 94, p. 211-222, 2003.
16. DESHUSSES, M. A. Biological waste air treatment in biofilters. **Current Opinion in Biotechnology**. v. 8, p. 335-339, 1997.
17. DEVINNY, J. S.; DESHUSSES, M. A.; WEBSTER, T. S. **Biofiltration for air pollution control**. Boca Raton: Lewis Publishers, 1999. 299 p.
18. ELIAS, A. BARONA, A., ARREGUY, A., RIOS, J., ARANGUIZ, I.; PEÑAS, J. Evaluation of a packing material for the biodegradation of H₂S and product analysis. **Process Biochemistry**. v. 37, p. 813-820, 2002.
19. ENVIRONMENTAL AGENCY. **Monitoring methods for ambient air**. Part. 7: specific methods for measuring gaseous pollutants. Bristol, 2000.
20. **EPA METHOD 16A**. Determination of total reduced sulfur emissions from stationary sources (Impinger method). – Optional procedure for measuring hydrogen sulfide in acid gas - Tutwiler procedure. CFR 40, Part 60, Appendix A, California, 1998. 26 p.
21. FERREIRA, A. B. H. **Dicionário da língua portuguesa**. Rio de Janeiro: Editora Nova Fronteira S.A., 1980. 1781 p.
22. GRAUER, A. **Qualidade do ar na região metropolitana de Curitiba-ano 2001**. Curitiba: Instituto Ambiental do Paraná, jun. 2002. 46 p. Relatório técnico.

23. JENSEN, A. B.; WEBB, C. Treatment of H₂S-containing gases: a review of microbiological alternatives. **Enzyme and Microbial Technology**. v. 17, p. 2-10, 1995.
24. KAO, C.M.; CHEN, S.C.; LIU, J.K., WANG, Y.S. Application of enumeration technique to evaluate the occurrence of natural bioremediation. **Water Research**. v. 35, n. 8, p. 1951-1960, 2001.
25. KÜHL, m.; JØRGENSEN, B. B. Microsensor measurements of sulfate reduction and sulfide oxidation in compact microbial communities of aerobic biofilms. **Applied and Environmental Microbiology**. v. 58, n. 4, p. 1164-1174, 1991.
26. LESON, G.; WINER, A. M. Biofiltration: an innovative air pollution control technology for VOC emissions. **Air & Waste Management Association**. v. 41, n. 8, p. 1045-1054, 1991.
27. LESTREMAU, F. et al. Development of a quantification method for the analysis of malodorous sulphur compounds in gaseous industrial effluents by solid-phase microextraction and gas chromatography – pulsed flame photometric detection. **Journal of Chromatography A**, v. 999, p. 71-80, 2003.
28. MALHAUTIER, L. et al. Biological treatment process of air loaded with an ammonia and hydrogen sulfide mixture. **Chemosphere**. v. 50, p. 145-153, 2003.
29. MATTSON, B. M.; ANDERSON, M.; NGUYEN, J.; LANNAN, J. Microscale Gas Chemistry, part. 8. **Chem 13 News**. Nebraska, n. 258, 1997.
30. McNEVIN, D.; BARFORD, J. Biofiltration as a odour abatement strategy. **Biochemical Engineering Journal**, v. 5, p. 231-242, 2000.
31. MELO, I. S.; AZEVEDO, J. L. **Microbiologia ambiental**. Jaguariúna: Embrapa, 1997. 440 p.
32. METCALF e EDDY. **Wastewater engineering: treatment, disposal and reuse**. 3. ed. Singapore: McGraw-Hill, 1991.
33. MOE, W. M.; IRVINE, R. L. Effect of nitrogen limitation on performance of toluene degrading biofilters. **Water. Resource.**; v. 35; n. 6, 1407-1414, 2001.
34. MOHAN, R. **Propagação vegetativa *in vitro*: uso do bagaço de cana de açúcar como material suporte alternativo de baixo custo na fase de**

- enraizamento.** Curitiba, 2001. 72 f. Dissertação (Mestrado em Tecnologia Química) – Setor de Tecnologia, Universidade Federal do Paraná.
35. MORGAN S., J. M.; REVAH M., S.; NOYOLA R., A. Algunas tecnologías para la remoción de H₂S por vía fisicoquímica y microbiológica. **Revista del Instituto Mexicano de Ingenieros Químicos, A. C.** v. 9-12, p. 207-215, 2001.
 36. NEVERS, N. de. **Air pollution control engineering.** 2. ed. USA: McGraw-Hill, 2000. 586 p.
 37. OTTENGRAF, S. P. P.; MEESTERS, A. H. C.; van den OEVER, A. H., ROZEMA, H. R. Biological elimination of volatile xenobiotic compounds in biofilters. **Bioprocess Engineering.** v. 1, p. 61-69, 1986.
 38. OTTENGRAF, S. P. P.; OEVER, A. H. van den. Kinetics of organic compound removal from waste gases with a biological filter. **Biotechnology Bioengineering.** v. 25, p. 3089-3102, 1983.
 39. OYARZÚN, P.; ARANCIBIA, F.; CANALES, C.; AROCA, G. E. Biofiltration of high concentration of hydrogen sulphide using *Thiobacillus thioparus*. **Process Biochemistry.** v. 00, p. 1-6, 2003.
 40. PANDEY, A.; SOCCOL, C. R.; NIGAM, P.; SOCCOL, V. T. Biotechnological potential of agro-industrial residues. I: sugarcane bagasse. **Bioresource Technology.** v. 74, p. 69-80, 2000.
 41. PELCZAR JR., M. J. et al. **Microbiologia:** conceitos e aplicações. Tradução: Sueli Fumie Yamada et al. 2. ed. São Paulo: MAKRON Books, 1996. v. 1, 524 p.
 42. PELCZAR JR., M. J. et al. **Microbiologia:** conceitos e aplicações. Tradução: Sueli Fumie Yamada et al. 2. ed. São Paulo: MAKRON Books, 1996. v. 2, 517 p.
 43. PENA, E. I. G. **Fisiologia y bioquímica de hongos em biofiltros** – Protocolo de Investigación. Universidade Autônoma Metropolitana; 1997.
 44. PEREIRA, H. B. C. **Larousse:** dicionário prático espanhol – português. São Paulo: Cia. Melhoramentos de São Paulo, 1995. 632 p.
 45. RAMÍREZ-LÓPEZ, E. et al. Characterization of five agricultural by-products as potencial biofilter carriers. **Bioresource Technology.** v. 88, p. 259-263, 2003.

46. REID, R. C.; PRAUSNITZ, J. M.; POLING, B. E. **The properties of gases and liquids**. 4. ed. Singapore: McGraw-Hill Book Company, 1988. 670 p.
47. SCHULZ, H. et al. Biomonitoring of airborne inorganic and organic pollutants by means of pine tree barks. I. Temporal and spatial variations. **The Science of the Total Environment**. v. 232, p. 49-58, 1999.
48. SCHWARZ, B. C. E.; DEVINNY, J. S.; TSOTSIS, T. T. A biofilter network model – importance of the pore structure and other large – scale heterogeneities. **Chemical Engineering Science**. v. 56, 475- 83, 2001.
49. SEINFELD, J. H. **Contaminacion atmosferica: fundamentos fisicos y químicos**. Tradução: Rafael Mujeriego, Ph.D. e Geneviève Derouex. Madrid: Instituto de Estudios de Administracion Local, 1978. 558 p.
50. SENE, L.; CONVERTI, A.; FELIPE, M. G. A.; ZILI, M. Sugarcane bagasse as alternative packing material for biofiltration of benzene polluted gaseous streams: a preliminary study. **Bioresource Technology**. v. 83, p. 153-157, 2002.
51. SHINABE, K. et al. Characteristics of hydrogen sulfide removal in a carrier-packed biological deodorization system. **Biochemical Engineering Journal**. v. 5, p. 209-217, 2000.
52. SHOJAOSADATI, S. A.; ELYASI, S. Removal of hydrogen sulfide by the compost biofilter with sludge of leather industry. **Resources, Conservation and Recycling**. v. 27, p. 139-144, 1999.
53. SMET, E.; LENS, P.; LANGENHOVE, H. Van. Treatment of waste gases contaminated with odorous sulfur compounds. **Critical Reviews in Environmental Science and Technology**. v. 28(1), p. 89-117, 1998.
54. SOCCOL, C. R.; KASKANTZIS NETO, G.; WOICIECHOESKI, A. L.; VANDENBERGHE, L. P. S.; SOCCOL, V. T. Biofiltration: an emerging technology. **Indian Journal of Biotechnology**. Indian: vol. 2, p. 396-410, 2003.
55. SOUZA, A. L. P. **A influência de micronutrientes na remoção da demanda química de oxigênio em um processo de lodos ativados**. Florianópolis, 2003. 111 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Ambiental) – Programa de Pós-Graduação em Engenharia Ambiental do Departamento de Engenharia Sanitária

e Ambiental, Universidade Federal de Santa Catarina.

56. TORTORA, G.J; FUNKE, B.R.; CASE, C.L. **Microbiologia**. 6 ed., Editora Artmed. Porto Alegre, 2000.
57. UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ. Sistema de Bibliotecas. **Normas para apresentação de trabalhos**. Curitiba: ed. da UFPR, 2001.
58. U.S. OSHA; CMA; ANSI; WHMIS. **Material safety data sheet: helium/hydrogen sulfide gas mixture MSDS**. New Jersey, 2002. 11 p.
59. UOP Laboratory Test Methods. **UOP Method 9 – 85: Hydrogen sulfide in gases by the Tutwiler method**. Pensilvânia, 2002. 4 p.
60. WANI, A. H.; BRANION, R. M. R.; LAU, A. K. Biofiltration using compost and hog fuel as a means of removing reduced sulfur gases from air emissions. **UBC Pulp and Paper Centre**. Canada. Project report 2001-9, 30 p.
61. YANG, Y.; ALLEN, E. R. Biofiltration control of hydrogen sulfide. 1. Design and operational parameters. **Journal of Air & Waste Management Association**. v. 44, p. 863-868, 1994.
62. ZAROOK, S. M., SHAIKH, A. A.; AZAM, S. M. Axial dispersion in biofilters. **Biochemical Engineering Journal**. v. 1, p. 77-84, 1998.

APÊNDICE A**A – TABELAS****A-1 – TEMPERATURAS**

Dias	Temperatura ambiente(°C)	Temperatura do banho(°C)
1	21,0	32,0
2	22,0	31,0
3	21,0	33,0
4	18,0	32,5
5	18,0	32,0
6	18,0	32,0
7	17,0	32,0
8	22,0	33,0
9	21,0	33,0
10	17,0	32,0
11	17,0	32,0
12	17,0	32,0
13	17,0	31,5
14	17,5	32,0
15	17,5	32,5
16	19,0	30,0
17	14,0	26,0
18	16,0	31,0
19	11,5	31,0
20	16,0	32,0
21	16,0	31,0
22	14,0	32,0
23	18,5	31,5
24	14,0	30,5
25	14,0	30,5
26	11,5	31,5
27	18,0	31,5
28	11,0	31,0
29	16,0	31,0

A-2 –REMOÇÃO DE H₂S

Tempo (dia)	BIO 1 (%)	BIO 2 (%)	BIO 3 (%)	BIO 4 (%)	BIO 5 (%)	BIO 6 (%)	BIO 7 (%)	BIO 8 (%)	BIO 9 (%)
1	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
2	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
3	42,95	42,95	88,59	77,18	77,18	88,59	77,18	77,18	88,59
4	100,00	100,00	76,71	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	76,71
5	100,00	100,00	86,40	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	86,40
6	100,00	100,00	85,71	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	85,71
7	100,00	100,00	83,81	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	83,81
8	100,00	100,00	87,22	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	74,44
9	100,00	100,00	79,52	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00	79,52
10	100,00	66,67	91,67	100,00	100,00	91,67	100,00	33,33	83,33
11	100,00	92,20	100,00	68,81	84,40	84,40	92,20	45,41	100,00
12	100,00	61,19	76,71	100,00	100,00	100,00	100,00	61,19	68,95
13	90,96	45,74	72,87	100,00	90,96	81,91	81,91	36,70	54,79
14	90,91	54,54	36,36	95,45	90,91	100,00	90,91	40,91	90,91
15	96,37	92,73	49,14	96,37	100,00	100,00	96,37	56,41	100,00
16	100,00	96,59	72,74	100,00	100,00	100,00	100,00	65,93	89,78
17	85,79	100,00	90,53	85,79	100,00	90,53	85,79	95,13	81,06
18	87,47	100,00	91,65	87,47	100,00	91,65	95,82	100,00	95,82
19	100,00	80,46	80,46	100,00	92,18	100,00	96,09	96,09	96,09
20	82,43	64,86	95,61	100,00	95,61	100,00	86,82	100,00	95,61
21	96,10	76,60	92,20	100,00	100,00	96,10	80,50	96,10	100,00
22	74,08	32,62	2,98	89,63	100,00	79,27	63,72	89,63	89,63
23	74,63	8,66	28,95	94,92	89,85	89,85	74,63	79,70	94,92
24	70,25	2,25	10,75	83,00	95,75	95,75	83,00	91,50	100,00
25	96,87	34,37	9,37	100,00	96,87	100,00	96,87	96,87	96,87
26	100,00	27,90	50,67	92,41	92,41	96,20	81,03	92,41	96,20
27	100,00	8,50	37,39	90,37	90,37	95,18	75,92	90,37	95,18
28	55,91	55,91	20,07	75,50	75,50	90,20	80,40	85,30	80,40
29	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

A-3 – CONCENTRAÇÃO DE H₂S x REMOÇÃO DO H₂S

A-3-1 - BIOFILTRO (1)

Datas	Tempo (dia)	Concentração inicial de H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final de H ₂ S (g/m ³)	Remoção do H ₂ S (%)	Vazão diária (ml/min)
23/jul	1			0	
24/jul	2			0	201
25/jul	3	0,149	0,085	42,95	208,80
26/jul	4	0,146	0,000	100,00	205,48
27/jul	5	0,125	0,000	100,00	202,05
28/jul	6	0,119	0,000	100,00	232,33
29/jul	7	0,105	0,000	100,00	845,15
30/jul	8	0,133	0,000	100,00	894,50
31/jul	9	0,083	0,000	100,00	481,68
1/ago	10	0,204	0,000	100,00	214,13
2/ago	11	0,218	0,000	100,00	199,92
3/ago	12	0,219	0,000	100,00	422,68
4/ago	13	0,188	0,017	90,96	406,01
5/ago	14	0,374	0,034	90,91	97,92
6/ago	15	0,468	0,017	96,37	503,55
7/ago	16	0,499	0,000	100,00	162,09
8/ago	17	0,359	0,000	85,79	782,38
9/ago	18	0,407	0,051	87,47	
10/ago	19	0,435	0,000	100,00	229,03
11/ago	20	0,387	0,068	82,43	11,13
12/ago	21	0,436	0,017	96,10	215,78
13/ago	22	0,328	0,085	74,08	
14/ago	23	0,335	0,085	74,63	
15/ago	24	0,400	0,119	70,25	
16/ago	25	0,544	0,017	96,87	58,28
17/ago	26	0,448	0,000	100,00	
18/ago	27	0,353	0,000	100,00	130,62
19/ago	28	0,347	0,153	55,91	
20/ago	29	0,000	0,000	0,00	

A-3-2 – BIOFILTRO (2)

Datas	Tempo (dia)	Concentração inicial de H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final de H ₂ S (g/m ³)	Remoção do H ₂ S (%)	Vazão diária (ml/min)
23/jul	1			0	
24/jul	2			0	61,31
25/jul	3	0,149	0,085	42,95	63,69
26/jul	4	0,146	0,000	100,00	62,68
27/jul	5	0,125	0,000	100,00	187,95
28/jul	6	0,119	0,000	100,00	35,46
29/jul	7	0,105	0,000	100,00	34,03
30/jul	8	0,133	0,000	100,00	45,71
31/jul	9	0,083	0,000	100,00	365,68
1/ago	10	0,204	0,068	66,67	213,86
2/ago	11	0,218	0,017	92,20	199,67
3/ago	12	0,219	0,085	61,19	370,04
4/ago	13	0,188	0,102	45,74	355,45
5/ago	14	0,374	0,170	54,54	109,29
6/ago	15	0,468	0,034	92,73	298,29
7/ago	16	0,499	0,017	96,59	225,84
8/ago	17	0,359	0,000	100,00	278,90
9/ago	18	0,407	0,000	100,00	
10/ago	19	0,435	0,085	80,46	105,58
11/ago	20	0,387	0,136	64,86	
12/ago	21	0,436	0,102	76,60	224,44
13/ago	22	0,328	0,221	32,62	
14/ago	23	0,335	0,306	8,66	
15/ago	24	0,400	0,391	2,25	72,17
16/ago	25	0,544	0,357	34,37	70,96
17/ago	26	0,448	0,323	27,90	
18/ago	27	0,353	0,323	8,50	159,43
19/ago	28	0,347	0,153	55,91	
20/ago	29	0,000	0,000		

A-3-3 – BIOFILTRO (3)

Datas	Tempo (dia)	Concentração inicial de H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final de H ₂ S (g/m ³)	Remoção do H ₂ S (%)	Vazão diária (ml/min)
23/jul	1			0	
24/jul	2			0	225,09
25/jul	3	0,149	0,017	88,59	233,83
26/jul	4	0,146	0,034	76,71	230,11
27/jul	5	0,125	0,017	86,40	250,00
28/jul	6	0,119	0,017	85,71	311,69
29/jul	7	0,105	0,017	83,81	77,44
30/jul	8	0,133	0,017	87,22	75,00
31/jul	9	0,083	0,017	79,52	449,44
1/ago	10	0,204	0,017	91,67	151,18
2/ago	11	0,218	0,000	100,00	141,15
3/ago	12	0,219	0,051	76,71	332,22
4/ago	13	0,188	0,051	72,87	319,12
5/ago	14	0,374	0,238	36,36	77,78
6/ago	15	0,468	0,238	49,14	119,72
7/ago	16	0,499	0,136	72,74	198,22
8/ago	17	0,359	0,034	90,53	101,32
9/ago	18	0,407	0,034	91,65	27,00
10/ago	19	0,435	0,085	80,46	161,08
11/ago	20	0,387	0,017	95,61	
12/ago	21	0,436	0,034	92,20	199,96
13/ago	22	0,328	0,325	2,98	
14/ago	23	0,335	0,238	28,95	
15/ago	24	0,400	0,357	10,75	55,76
16/ago	25	0,544	0,493	9,37	57,87
17/ago	26	0,448	0,221	50,67	
18/ago	27	0,353	0,221	37,39	24,26
19/ago	28	0,347	0,289	20,07	
20/ago	29	0,000	0,000		

A-3-4 – BIOFILTRO (4)

Datas	Tempo (dia)	Concentração inicial de H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final de H ₂ S (g/m ³)	Remoção do H ₂ S (%)	Vazão diária (ml/min)
23/jul	1			0	
24/jul	2			0	148,31
25/jul	3	0,149	0,034	77,18	154,06
26/jul	4	0,146	0,000	100,00	151,61
27/jul	5	0,125	0,000	100,00	170,04
28/jul	6	0,119	0,000	100,00	88,81
29/jul	7	0,105	0,000	100,00	99,58
30/jul	8	0,133	0,000	100,00	88,58
31/jul	9	0,083	0,000	100,00	351,39
1/ago	10	0,204	0,000	100,00	402,27
2/ago	11	0,218	0,068	68,81	375,58
3/ago	12	0,219	0,000	100,00	213,74
4/ago	13	0,188	0,000	100,00	205,31
5/ago	14	0,374	0,017	95,45	96,01
6/ago	15	0,468	0,017	96,37	67,81
7/ago	16	0,499	0,000	100,00	153,02
8/ago	17	0,359	0,051	85,79	76,25
9/ago	18	0,407	0,051	87,47	
10/ago	19	0,435	0,000	100,00	173,28
11/ago	20	0,387	0,000	100,00	
12/ago	21	0,436	0,000	100,00	80,96
13/ago	22	0,328	0,034	89,63	
14/ago	23	0,335	0,017	94,92	
15/ago	24	0,400	0,068	83,00	
16/ago	25	0,544	0,000	100,00	
17/ago	26	0,448	0,034	92,41	
18/ago	27	0,353	0,034	90,37	105,32
19/ago	28	0,347	0,085	75,50	
20/ago	29	0,000	0,000		

A-3-5 – BIOFILTRO (5)

Datas	Tempo (dia)	Concentração inicial de H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final de H ₂ S (g/m ³)	Remoção do H ₂ S (%)	Vazão diária (ml/min)
23/jul	1			0	
24/jul	2			0	68,54
25/jul	3	0,149	0,034	77,18	71,20
26/jul	4	0,146	0,000	100,00	70,07
27/jul	5	0,125	0,000	100,00	73,17
28/jul	6	0,119	0,000	100,00	170,33
29/jul	7	0,105	0,000	100,00	123,47
30/jul	8	0,133	0,000	100,00	162,45
31/jul	9	0,083	0,000	100,00	153,55
1/ago	10	0,204	0,000	100,00	19,38
2/ago	11	0,218	0,034	84,40	18,09
3/ago	12	0,219	0,000	100,00	101,72
4/ago	13	0,188	0,017	90,96	97,71
5/ago	14	0,374	0,034	90,91	47,23
6/ago	15	0,468	0,000	100,00	29,50
7/ago	16	0,499	0,000	100,00	53,34
8/ago	17	0,359	0,000	100,00	50,09
9/ago	18	0,407	0,000	100,00	
10/ago	19	0,435	0,034	92,18	88,16
11/ago	20	0,387	0,017	95,61	
12/ago	21	0,436	0,000	100,00	133,84
13/ago	22	0,328	0,000	100,00	
14/ago	23	0,335	0,034	89,85	
15/ago	24	0,400	0,017	95,75	
16/ago	25	0,544	0,017	96,87	12,48
17/ago	26	0,448	0,034	92,41	
18/ago	27	0,353	0,034	90,37	
19/ago	28	0,347	0,085	75,50	24,30
20/ago	29	0,000	0,000		

A-3-6 – BIOFILTRO (6)

Datas	Tempo (dia)	Concentração inicial de H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final de H ₂ S (g/m ³)	Remoção do H ₂ S (%)	Vazão diária (ml/min)
23/jul	1			0	
24/jul	2			0	196,78
25/jul	3	0,149	0,017	88,59	204,42
26/jul	4	0,146	0,000	100,00	201,17
27/jul	5	0,125	0,000	100,00	230,17
28/jul	6	0,119	0,000	100,00	380,35
29/jul	7	0,105	0,000	100,00	370,76
30/jul	8	0,133	0,000	100,00	372,60
31/jul	9	0,083	0,000	100,00	521,74
1/ago	10	0,204	0,017	91,67	328,34
2/ago	11	0,218	0,034	84,40	306,55
3/ago	12	0,219	0,000	100,00	394,48
4/ago	13	0,188	0,034	81,91	378,93
5/ago	14	0,374	0,000	100,00	354,52
6/ago	15	0,468	0,000	100,00	157,98
7/ago	16	0,499	0,000	100,00	162,34
8/ago	17	0,359	0,034	90,53	158,62
9/ago	18	0,407	0,034	91,65	407,06
10/ago	19	0,435	0,000	100,00	223,93
11/ago	20	0,387	0,000	100,00	171,46
12/ago	21	0,436	0,017	96,10	245,41
13/ago	22	0,328	0,068	79,27	903,61
14/ago	23	0,335	0,034	89,85	
15/ago	24	0,400	0,017	95,75	416,71
16/ago	25	0,544	0,000	100,00	97,72
17/ago	26	0,448	0,017	96,20	
18/ago	27	0,353	0,017	95,18	
19/ago	28	0,347	0,034	90,20	151,74
20/ago	29	0,000	0,000		

A-3-7 – BIOFILTRO (7)

Datas	Tempo (dia)	Concentração inicial de H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final de H ₂ S (g/m ³)	Remoção do H ₂ S (%)	Vazão diária (ml/min)
23/jul	1			0	
24/jul	2			0	439,64
25/jul	3	0,149	0,034	77,18	456,70
26/jul	4	0,146	0,000	100,00	449,44
27/jul	5	0,125	0,000	100,00	450,54
28/jul	6	0,119	0,000	100,00	424,03
29/jul	7	0,105	0,000	100,00	448,35
30/jul	8	0,133	0,000	100,00	330,55
31/jul	9	0,083	0,000	100,00	486,82
1/ago	10	0,204	0,000	100,00	457,31
2/ago	11	0,218	0,017	92,20	426,97
3/ago	12	0,219	0,000	100,00	614,04
4/ago	13	0,188	0,034	81,91	589,83
5/ago	14	0,374	0,034	90,91	270,58
6/ago	15	0,468	0,017	96,37	68,55
7/ago	16	0,499	0,000	100,00	55,02
8/ago	17	0,359	0,051	85,79	27,61
9/ago	18	0,407	0,017	95,82	
10/ago	19	0,435	0,017	96,09	59,83
11/ago	20	0,387	0,051	86,82	27,50
12/ago	21	0,436	0,085	80,50	37,83
13/ago	22	0,328	0,119	63,72	56,26
14/ago	23	0,335	0,085	74,63	
15/ago	24	0,400	0,068	83,00	77,54
16/ago	25	0,544	0,017	96,87	42,12
17/ago	26	0,448	0,085	81,03	212,82
18/ago	27	0,353	0,085	75,92	
19/ago	28	0,347	0,068	80,40	48,31
20/ago	29	0,000	0,000		

A-3-8 – BIOFILTRO (8)

Datas	Tempo (dia)	Concentração inicial de H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final de H ₂ S (g/m ³)	Remoção do H ₂ S (%)	Vazão diária (ml/min)
23/jul	1			0	
24/jul	2			0	100,75
25/jul	3	0,149	0,034	77,18	104,66
26/jul	4	0,146	0,000	100,00	103,00
27/jul	5	0,125	0,000	100,00	196,00
28/jul	6	0,119	0,000	100,00	102,56
29/jul	7	0,105	0,000	100,00	102,41
30/jul	8	0,133	0,000	100,00	107,57
31/jul	9	0,083	0,000	100,00	385,23
1/ago	10	0,204	0,136	33,33	1116,78
2/ago	11	0,218	0,119	45,41	1042,68
3/ago	12	0,219	0,085	61,19	344,83
4/ago	13	0,188	0,119	36,70	331,23
5/ago	14	0,374	0,221	40,91	489,41
6/ago	15	0,468	0,204	56,41	33,01
7/ago	16	0,499	0,170	65,93	103,04
8/ago	17	0,359	0,017	95,13	22,24
9/ago	18	0,407	0,000	100,00	
10/ago	19	0,435	0,017	96,09	150,56
11/ago	20	0,387	0,000	100,00	104,42
12/ago	21	0,436	0,017	96,10	58,49
13/ago	22	0,328	0,034	89,63	46,88
14/ago	23	0,335	0,068	79,70	
15/ago	24	0,400	0,034	91,50	
16/ago	25	0,544	0,017	96,87	47,68
17/ago	26	0,448	0,034	92,41	
18/ago	27	0,353	0,034	90,37	
19/ago	28	0,347	0,051	85,30	
20/ago	29	0,000	0,000		

A-3-9 – BIOFILTRO (9)

Datas	Tempo (dia)	Concentração inicial de H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final de H ₂ S (g/m ³)	Remoção do H ₂ S (%)	Vazão diária (ml/min)
23/jul	1			0	
24/jul	2			0	214,79
25/jul	3	0,149	0,017	88,59	223,13
26/jul	4	0,146	0,034	76,71	219,58
27/jul	5	0,125	0,017	86,40	238,58
28/jul	6	0,119	0,017	85,71	341,39
29/jul	7	0,105	0,017	83,81	278,66
30/jul	8	0,133	0,034	74,44	228,88
31/jul	9	0,083	0,017	79,52	650,41
1/ago	10	0,204	0,034	83,33	448,04
2/ago	11	0,218	0,000	100,00	418,31
3/ago	12	0,219	0,068	68,95	316,66
4/ago	13	0,188	0,085	54,79	304,17
5/ago	14	0,374	0,034	90,91	86,19
6/ago	15	0,468	0,000	100,00	22,99
7/ago	16	0,499	0,051	89,78	36,41
8/ago	17	0,359	0,068	81,06	29,37
9/ago	18	0,407	0,017	95,82	
10/ago	19	0,435	0,017	96,09	126,92
11/ago	20	0,387	0,017	95,61	
12/ago	21	0,436	0,000	100,00	63,40
13/ago	22	0,328	0,034	89,63	
14/ago	23	0,335	0,017	94,92	
15/ago	24	0,400	0,000	100,00	24,89
16/ago	25	0,544	0,017	96,87	65,43
17/ago	26	0,448	0,017	96,20	
18/ago	27	0,353	0,017	95,18	
19/ago	28	0,347	0,068	80,40	
20/ago	29	0,000	0,000		

A-4 – CONDIÇÕES OPERACIONAIS DOS BIOFILTROS

A-4-1 – BIOFILTRO (1)

Datas	Tempo (dia)	Temperatura ambiente (°C)	Temperatura banho (°C)	Pressão (Pa)	Altura do leito (cm)	Vazão total entrada (ml/min)	Vazão de cada biofiltro (ml/min)	Vazão de saída diária (ml/min)	Concentração inicial H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final H ₂ S (g/m ³)	Remoção de H ₂ S (%)	Porosidade	Tempo de residência (s)
23/jul	1	21,0	32,0	91670	17	1650	183,33		0,000			0,256	16,15
24/jul	2	22,0	31,0	91650	17	1656,21	184,02	201	0,000			0,256	16,09
25/jul	3	21,0	33,0	91850	17	1720,49	191,17	208,8	0,149	0,085	42,95	0,256	15,490
26/jul	4	18,0	32,5	92250	17	1757,42	195,27	205,48	0,146	0,000	100,00	0,256	15,170
27/jul	5	18,0	32,0	92220	17	2062,78	229,20	202,05	0,125	0,000	100,00	0,256	12,920
28/jul	6	18,0	32,0	92030	17	2151,23	239,03	232,33	0,119	0,000	100,00	0,256	12,390
29/jul	7	17,0	32,0	91900	17	2444,13	271,57	845,15	0,105	0,000	100,00	0,256	10,900
30/jul	8	22,0	33,0	91680	17	2385,32	265,04	894,5	0,133	0,000	100,00	0,256	11,170
31/jul	9	21,0	33,0	91570	17	3845,94	427,33	481,68	0,083	0,000	100,00	0,256	6,930
1/ago	10	17,0	32,0	91690	17	3351,29	372,37	214,13	0,204	0,000	100,00	0,256	7,950
2/ago	11	17,0	32,0	91950	17	3128,92	347,66	199,92	0,218	0,000	100,00	0,256	8,520
3/ago	12	17,0	32,0	91900	17	3110,41	345,60	422,68	0,219	0,000	100,00	0,256	8,570
4/ago	13	17,0	31,5	91560	17	2987,76	331,97	406,01	0,188	0,017	90,96	0,256	8,920
5/ago	14	17,5	32,0	90980	17	1628,93	180,99	97,92	0,374	0,034	90,91	0,256	16,360
6/ago	15	17,5	32,5	91050	17	1628,93	180,99	503,55	0,468	0,017	96,37	0,256	16,170
7/ago	16	19,0	30,0	91240	16,8	1149,32	127,70	162,09	0,499	0,000	100,00	0,213	19,070
8/ago	17	14,0	26,0	91460	16,8	1605,18	178,35	782,38	0,359	0,000	85,79	0,213	13,650
9/ago	18	16,0	31,0	91660	16,8	1379,09	153,23		0,407	0,051	87,47	0,213	15,890
10/ago	19	11,5	31,0	91910	16,8	1318,37	146,49	229,03	0,435	0,000	100,00	0,213	16,620
11/ago	20	16,0	32,0	91850	16,8	1419,53	157,73	11,13	0,387	0,068	82,43	0,213	15,440
12/ago	21	16,0	31,0	91780	16,8	1260,11	140,01	215,78	0,436	0,017	96,10	0,213	17,390
13/ago	22	14,0	32,0	91680	16,8	1709,53	189,95		0,328	0,085	74,08	0,213	12,820
14/ago	23	18,5	31,5	91460	16,8	1674,75	186,08		0,335	0,085	74,63	0,213	13,090
15/ago	24	14,0	30,5	91290	16,8	1370,87	152,32		0,400	0,119	70,25	0,213	15,990
16/ago	25	14,0	30,5	91330	16,8	1031,27	114,59	58,28	0,544	0,017	96,87	0,213	21,250
17/ago	26	11,5	31,5	91660	16,8	1251,56	139,06		0,448	0,000	100,00	0,213	17,510
18/ago	27	18,0	31,5	91930	16,8	1587,79	176,42	130,62	0,353	0,000	100,00	0,213	13,800
19/ago	28	11,0	31,0	91910	16,8	1616,77	179,64		0,347	0,153	55,91	0,213	13,550
20/ago	29	16,0	29,0	91800	16,8	1285,2	142,80						17,05

A-4-2 – BIOFILTRO (2)

Datas	Tempo (dia)	Temperatura ambiente (°C)	Temperatura banho (°C)	Pressão (Pa)	Altura do leito (cm)	Vazão total entrada (ml/min)	Vazão de cada biofiltro (ml/min)	Vazão de saída diária (ml/min)	Concentração inicial H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final H ₂ S (g/m ³)	Remoção de H ₂ S (%)	Porosidade	Tempo de residência (s)
23/jul	1	21,0	32,0	91670	16,8	1650	183,33		0,000			0,239	14,9
24/jul	2	22,0	31,0	91650	16,8	1656,21	184,02	61,31	0,000			0,239	14,85
25/jul	3	21,0	33,0	91850	16,8	1720,49	191,17	63,69	0,149	0,085	42,95	0,239	14,290
26/jul	4	18,0	32,5	92250	16,8	1757,42	195,27	62,68	0,146	0,000	100,00	0,239	10,990
27/jul	5	18,0	32,0	92220	16,8	2062,78	229,20	187,95	0,125	0,000	100,00	0,239	11,920
28/jul	6	18,0	32,0	92030	16,8	2151,23	239,03	35,46	0,119	0,000	100,00	0,239	11,430
29/jul	7	17,0	32,0	91900	16,8	2444,13	271,57	34,03	0,105	0,000	100,00	0,239	10,060
30/jul	8	22,0	33,0	91680	16,8	2385,32	265,04	45,71	0,133	0,000	100,00	0,239	10,310
31/jul	9	21,0	33,0	91570	16,8	3845,94	427,33	365,68	0,083	0,000	100,00	0,239	6,390
1/ago	10	17,0	32,0	91690	16,8	3351,29	372,37	213,86	0,204	0,068	66,67	0,239	7,340
2/ago	11	17,0	32,0	91950	16,8	3128,92	347,66	199,67	0,218	0,017	92,20	0,239	7,860
3/ago	12	17,0	32,0	91900	16,8	3110,41	345,60	370,04	0,219	0,085	61,19	0,239	7,910
4/ago	13	17,0	31,5	91560	16,8	2987,76	331,97	355,45	0,188	0,102	45,74	0,239	8,230
5/ago	14	17,5	32,0	90980	16,8	1628,93	180,99	109,29	0,374	0,170	54,54	0,239	15,100
6/ago	15	17,5	32,5	91050	16,8	1628,93	180,99	298,29	0,468	0,034	92,73	0,239	15,130
7/ago	16	19,0	30,0	91240	16,1	1149,32	127,70	225,84	0,499	0,017	96,59	0,250	21,450
8/ago	17	14,0	26,0	91460	16,1	1605,18	178,35	278,9	0,359	0,000	100,00	0,250	15,360
9/ago	18	16,0	31,0	91660	16,1	1379,09	153,23		0,407	0,000	100,00	0,250	17,870
10/ago	19	11,5	31,0	91910	16,1	1318,37	146,49	105,58	0,435	0,085	80,46	0,250	18,700
11/ago	20	16,0	32,0	91850	16,1	1419,53	157,73		0,387	0,136	64,86	0,250	17,360
12/ago	21	16,0	31,0	91780	16,1	1260,11	140,01	224,44	0,436	0,102	76,60	0,250	19,560
13/ago	22	14,0	32,0	91680	16,1	1709,53	189,95		0,328	0,221	32,62	0,250	14,420
14/ago	23	18,5	31,5	91460	16,1	1674,75	186,08		0,335	0,306	8,66	0,250	14,720
15/ago	24	14,0	30,5	91290	16,1	1370,87	152,32	72,17	0,400	0,391	2,25	0,250	17,980
16/ago	25	14,0	30,5	91330	16,1	1031,27	114,59	70,96	0,544	0,357	34,37	0,250	23,900
17/ago	26	11,5	31,5	91660	16,1	1251,56	139,06		0,448	0,323	27,90	0,250	19,700
18/ago	27	18,0	31,5	91930	16,1	1587,79	176,42	159,43	0,353	0,323	8,50	0,250	15,520
19/ago	28	11,0	31,0	91910	16,1	1616,77	179,64		0,347	0,153	55,91	0,250	15,250
20/ago	29	16,0	29,0	91800	16,1	1285,2	142,80						19,18

A-4-3 – BIOFILTRO (3)

Datas	Tempo (dia)	Temperatura ambiente (°C)	Temperatura banho (°C)	Pressão (Pa)	Altura do leito (cm)	Vazão total entrada (ml/min)	Vazão de cada biofiltro (ml/min)	Vazão de saída diária (ml/min)	Concentração inicial H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final H ₂ S (g/m ³)	Remoção de H ₂ S (%)	Porosidade	Tempo de residência (s)
23/jul	1	21,0	32,0	91670	19	1650,00	183,33		0,000			0,27	19,04
24/jul	2	22,0	31,0	91650	19	1656,21	184,02	225,09	0,000			0,27	18,97
25/jul	3	21,0	33,0	91850	19	1720,49	191,17	233,83	0,149	0,017	88,59	0,27	18,26
26/jul	4	18,0	32,5	92250	19	1757,42	195,27	230,11	0,146	0,034	76,71	0,27	17,88
27/jul	5	18,0	32,0	92220	19	2062,78	229,20	250,00	0,125	0,017	86,40	0,27	15,23
28/jul	6	18,0	32,0	92030	19	2151,23	239,03	311,69	0,119	0,017	85,71	0,27	14,60
29/jul	7	17,0	32,0	91900	19	2444,13	271,57	77,44	0,105	0,017	83,81	0,27	12,85
30/jul	8	22,0	33,0	91680	19	2385,32	265,04	75,00	0,133	0,017	87,22	0,27	13,17
31/jul	9	21,0	33,0	91570	19	3845,94	427,33	449,44	0,083	0,017	79,52	0,27	8,17
1/ago	10	17,0	32,0	91690	19	3351,29	372,37	151,18	0,204	0,017	91,67	0,27	9,37
2/ago	11	17,0	32,0	91950	19	3128,92	347,66	141,15	0,218	0,000	100,00	0,27	10,04
3/ago	12	17,0	32,0	91900	19	3110,41	345,60	332,22	0,219	0,051	76,71	0,27	10,10
4/ago	13	17,0	31,5	91560	19	2987,76	331,97	319,12	0,188	0,051	72,87	0,27	10,52
5/ago	14	17,5	32,0	90980	19	1628,93	180,99	77,78	0,374	0,238	36,36	0,27	19,29
6/ago	15	17,5	32,5	91050	19	1628,93	180,99	119,72	0,468	0,238	49,14	0,27	13,87
7/ago	16	19,0	30,0	91240	18	1149,32	127,70	198,22	0,499	0,136	72,74	0,205	19,66
8/ago	17	14,0	26,0	91460	18	1605,18	178,35	101,32	0,359	0,034	90,53	0,205	14,08
9/ago	18	16,0	31,0	91660	18	1379,09	153,23	27,00	0,407	0,034	91,65	0,205	16,39
10/ago	19	11,5	31,0	91910	18	1318,37	146,49	161,08	0,435	0,085	80,46	0,205	17,14
11/ago	20	16,0	32,0	91850	18	1419,53	157,73		0,387	0,017	95,61	0,205	15,92
12/ago	21	16,0	31,0	91780	18	1260,11	140,01	199,96	0,436	0,034	92,20	0,205	17,93
13/ago	22	14,0	32,0	91680	18	1709,53	189,95		0,328	0,325	2,98	0,205	13,22
14/ago	23	18,5	31,5	91460	18	1674,75	186,08		0,335	0,238	28,95	0,205	13,49
15/ago	24	14,0	30,5	91290	18	1370,87	152,32	55,76	0,400	0,357	10,75	0,205	16,48
16/ago	25	14,0	30,5	91330	18	1031,27	114,59	57,87	0,544	0,493	9,37	0,205	21,91
17/ago	26	11,5	31,5	91660	18	1251,56	139,06		0,448	0,221	50,67	0,205	18,06
18/ago	27	18,0	31,5	91930	18	1587,79	176,42	24,26	0,353	0,221	37,39	0,205	14,23
19/ago	28	11,0	31,0	91910	18	1616,77	179,64		0,347	0,289	20,07	0,205	13,98
20/ago	29	16,0	29,0	91800	18	1285,20	142,80						17,58

A-4-4 – BIOFILTRO (4)

Datas	Tempo (dia)	Temperatura ambiente (°C)	Temperatura banho (°C)	Pressão (Pa)	Altura do leito (cm)	Vazão total entrada (ml/min)	Vazão de cada biofiltro (ml/min)	Vazão de saída diária (ml/min)	Concentração inicial H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final H ₂ S (g/m ³)	Remoção de H ₂ S (%)	Porosidade	Tempo de residência (s)
23/jul	1	21,0	32,0	91670	18	1650,00	183,33		0,000			0,231	15,43
24/jul	2	22,0	31,0	91650	18	1656,21	184,02	148,31	0,000			0,231	15,38
25/jul	3	21,0	33,0	91850	18	1720,49	191,17	154,06	0,149	0,034	77,18	0,231	14,80
26/jul	4	18,0	32,5	92250	18	1757,42	195,27	151,61	0,146	0,000	100,00	0,231	14,49
27/jul	5	18,0	32,0	92220	18	2062,78	229,20	170,04	0,125	0,000	100,00	0,231	12,34
28/jul	6	18,0	32,0	92030	18	2151,23	239,03	88,81	0,119	0,000	100,00	0,231	11,84
29/jul	7	17,0	32,0	91900	18	2444,13	271,57	99,58	0,105	0,000	100,00	0,231	10,42
30/jul	8	22,0	33,0	91680	18	2385,32	265,04	88,58	0,133	0,000	100,00	0,231	10,68
31/jul	9	21,0	33,0	91570	18	3845,94	427,33	351,39	0,083	0,000	100,00	0,231	6,62
1/ago	10	17,0	32,0	91690	18	3351,29	372,37	402,27	0,204	0,000	100,00	0,231	7,60
2/ago	11	17,0	32,0	91950	18	3128,92	347,66	375,58	0,218	0,068	68,81	0,231	8,14
3/ago	12	17,0	32,0	91900	18	3110,41	345,60	213,74	0,219	0,000	100,00	0,231	8,19
4/ago	13	17,0	31,5	91560	18	2987,76	331,97	205,31	0,188	0,000	100,00	0,231	8,52
5/ago	14	17,5	32,0	90980	18	1628,93	180,99	96,01	0,374	0,017	95,45	0,231	15,63
6/ago	15	17,5	32,5	91050	18	1628,93	180,99	67,81	0,468	0,017	96,37	0,231	17,12
7/ago	16	19,0	30,0	91240	18	1149,32	127,70	153,02	0,499	0,000	100,00	0,253	24,27
8/ago	17	14,0	26,0	91460	18	1605,18	178,35	76,25	0,359	0,051	85,79	0,253	17,37
9/ago	18	16,0	31,0	91660	18	1379,09	153,23		0,407	0,051	87,47	0,253	20,22
10/ago	19	11,5	31,0	91910	18	1318,37	146,49	173,28	0,435	0,000	100,00	0,253	21,15
11/ago	20	16,0	32,0	91850	18	1419,53	157,73		0,387	0,000	100,00	0,253	19,65
12/ago	21	16,0	31,0	91780	18	1260,11	140,01	80,96	0,436	0,000	100,00	0,253	22,13
13/ago	22	14,0	32,0	91680	18	1709,53	189,95		0,328	0,034	89,63	0,253	16,31
14/ago	23	18,5	31,5	91460	18	1674,75	186,08		0,335	0,017	94,92	0,253	16,65
15/ago	24	14,0	30,5	91290	18	1370,87	152,32		0,400	0,068	83,00	0,253	20,34
16/ago	25	14,0	30,5	91330	18	1031,27	114,59		0,544	0,000	100,00	0,253	27,04
17/ago	26	11,5	31,5	91660	18	1251,56	139,06		0,448	0,034	92,41	0,253	22,28
18/ago	27	18,0	31,5	91930	18	1587,79	176,42	105,32	0,353	0,034	90,37	0,253	17,57
19/ago	28	11,0	31,0	91910	18	1616,77	179,64		0,347	0,085	75,50	0,253	17,25
20/ago	29	16,0	29,0	91800	18	1285,20	142,80						21,70

A-4-5 – BIOFILTRO (5)

Datas	Tempo (dia)	Temperatura ambiente (°C)	Temperatura banho (°C)	Pressão (Pa)	Altura do leito (cm)	Vazão total entrada (ml/min)	Vazão de cada biofiltro (ml/min)	Vazão de saída diária (ml/min)	Concentração inicial H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final H ₂ S (g/m ³)	Remoção de H ₂ S (%)	Porosidade	Tempo de residência (s)
23/jul	1	21,0	32,0	91670	18,3	1650,00	183,33		0,000			0,201	13,65
24/jul	2	22,0	31,0	91650	18,3	1656,21	184,02	68,54	0,000			0,201	13,60
25/jul	3	21,0	33,0	91850	18,3	1720,49	191,17	71,20	0,149	0,034	77,18	0,201	13,09
26/jul	4	18,0	32,5	92250	18,3	1757,42	195,27	70,07	0,146	0,000	100,00	0,201	12,82
27/jul	5	18,0	32,0	92220	18,3	2062,78	229,20	73,17	0,125	0,000	100,00	0,201	10,92
28/jul	6	18,0	32,0	92030	18,3	2151,23	239,03	170,33	0,119	0,000	100,00	0,201	10,47
29/jul	7	17,0	32,0	91900	18,3	2444,13	271,57	123,47	0,105	0,000	100,00	0,201	9,22
30/jul	8	22,0	33,0	91680	18,3	2385,32	265,04	162,45	0,133	0,000	100,00	0,201	9,44
31/jul	9	21,0	33,0	91570	18,3	3845,94	427,33	153,55	0,083	0,000	100,00	0,201	5,86
1/ago	10	17,0	32,0	91690	18,3	3351,29	372,37	19,38	0,204	0,000	100,00	0,201	6,72
2/ago	11	17,0	32,0	91950	18,3	3128,92	347,66	18,09	0,218	0,034	84,40	0,201	7,20
3/ago	12	17,0	32,0	91900	18,3	3110,41	345,60	101,72	0,219	0,000	100,00	0,201	7,24
4/ago	13	17,0	31,5	91560	18,3	2987,76	331,97	97,71	0,188	0,017	90,96	0,201	7,54
5/ago	14	17,5	32,0	90980	18,3	1628,93	180,99	47,23	0,374	0,034	90,91	0,201	13,83
6/ago	15	17,5	32,5	91050	18,3	1628,93	180,99	29,50	0,468	0,000	100,00	0,201	12,05
7/ago	16	19,0	30,0	91240	18	1149,32	127,70	53,34	0,499	0,000	100,00	0,178	17,07
8/ago	17	14,0	26,0	91460	18	1605,18	178,35	50,09	0,359	0,000	100,00	0,178	12,22
9/ago	18	16,0	31,0	91660	18	1379,09	153,23		0,407	0,000	100,00	0,178	14,23
10/ago	19	11,5	31,0	91910	18	1318,37	146,49	88,16	0,435	0,034	92,18	0,178	14,88
11/ago	20	16,0	32,0	91850	18	1419,53	157,73		0,387	0,017	95,61	0,178	13,82
12/ago	21	16,0	31,0	91780	18	1260,11	140,01	133,84	0,436	0,000	100,00	0,178	15,57
13/ago	22	14,0	32,0	91680	18	1709,53	189,95		0,328	0,000	100,00	0,178	11,48
14/ago	23	18,5	31,5	91460	18	1674,75	186,08		0,335	0,034	89,85	0,178	11,72
15/ago	24	14,0	30,5	91290	18	1370,87	152,32		0,400	0,017	95,75	0,178	14,31
16/ago	25	14,0	30,5	91330	18	1031,27	114,59	12,48	0,544	0,017	96,87	0,178	19,03
17/ago	26	11,5	31,5	91660	18	1251,56	139,06		0,448	0,034	92,41	0,178	15,68
18/ago	27	18,0	31,5	91930	18	1587,79	176,42		0,353	0,034	90,37	0,178	12,36
19/ago	28	11,0	31,0	91910	18	1616,77	179,64	24,30	0,347	0,085	75,50	0,178	12,14
20/ago	29	16,0	29,0	91800	18	1285,20	142,80						15,27

A-4-6 – BIOFILTRO (6)

Datas	Tempo (dia)	Temperatura ambiente (°C)	Temperatura banho (°C)	Pressão (Pa)	Altura do leito (cm)	Vazão total entrada (ml/min)	Vazão de cada biofiltro (ml/min)	Vazão de saída diária (ml/min)	Concentração inicial H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final H ₂ S (g/m ³)	Remoção de H ₂ S (%)	Porosidade	Tempo de residência (s)
23/jul	1	21,0	32,0	91670	20,1	1650,00	183,33		0,000			0,262	19,55
24/jul	2	22,0	31,0	91650	20,1	1656,21	184,02	196,78	0,000			0,262	19,47
25/jul	3	21,0	33,0	91850	20,1	1720,49	191,17	204,42	0,149	0,017	88,59	0,262	18,75
26/jul	4	18,0	32,5	92250	20,1	1757,42	195,27	201,17	0,146	0,000	100,00	0,262	18,35
27/jul	5	18,0	32,0	92220	20,1	2062,78	229,20	230,17	0,125	0,000	100,00	0,262	15,64
28/jul	6	18,0	32,0	92030	20,1	2151,23	239,03	380,35	0,119	0,000	100,00	0,262	14,99
29/jul	7	17,0	32,0	91900	20,1	2444,13	271,57	370,76	0,105	0,000	100,00	0,262	13,20
30/jul	8	22,0	33,0	91680	20,1	2385,32	265,04	372,60	0,133	0,000	100,00	0,262	13,52
31/jul	9	21,0	33,0	91570	20,1	3845,94	427,33	521,74	0,083	0,000	100,00	0,262	8,39
1/ago	10	17,0	32,0	91690	20,1	3351,29	372,37	328,34	0,204	0,017	91,67	0,262	9,62
2/ago	11	17,0	32,0	91950	20,1	3128,92	347,66	306,55	0,218	0,034	84,40	0,262	10,31
3/ago	12	17,0	32,0	91900	20,1	3110,41	345,60	394,48	0,219	0,000	100,00	0,262	10,37
4/ago	13	17,0	31,5	91560	20,1	2987,76	331,97	378,93	0,188	0,034	81,91	0,262	10,79
5/ago	14	17,5	32,0	90980	20,1	1628,93	180,99	354,52	0,374	0,000	100,00	0,262	19,80
6/ago	15	17,5	32,5	91050	20,1	1628,93	180,99	157,98	0,468	0,000	100,00	0,262	15,95
7/ago	16	19,0	30,0	91240	20,1	1149,32	127,70	162,34	0,499	0,000	100,00	0,211	22,60
8/ago	17	14,0	26,0	91460	20,1	1605,18	178,35	158,62	0,359	0,034	90,53	0,211	16,18
9/ago	18	16,0	31,0	91660	20,1	1379,09	153,23	407,06	0,407	0,034	91,65	0,211	18,83
10/ago	19	11,5	31,0	91910	20,1	1318,37	146,49	223,93	0,435	0,000	100,00	0,211	19,70
11/ago	20	16,0	32,0	91850	20,1	1419,53	157,73	171,46	0,387	0,000	100,00	0,211	18,30
12/ago	21	16,0	31,0	91780	20,1	1260,11	140,01	245,41	0,436	0,017	96,10	0,211	20,61
13/ago	22	14,0	32,0	91680	20,1	1709,53	189,95	903,61	0,328	0,068	79,27	0,211	15,19
14/ago	23	18,5	31,5	91460	20,1	1674,75	186,08		0,335	0,034	89,85	0,211	15,51
15/ago	24	14,0	30,5	91290	20,1	1370,87	152,32	416,71	0,400	0,017	95,75	0,211	18,95
16/ago	25	14,0	30,5	91330	20,1	1031,27	114,59	97,72	0,544	0,000	100,00	0,211	25,19
17/ago	26	11,5	31,5	91660	20,1	1251,56	139,06		0,448	0,017	96,20	0,211	20,75
18/ago	27	18,0	31,5	91930	20,1	1587,79	176,42		0,353	0,017	95,18	0,211	16,36
19/ago	28	11,0	31,0	91910	20,1	1616,77	179,64	151,74	0,347	0,034	90,20	0,211	16,07
20/ago	29	16,0	29,0	91800	20,1	1285,20	142,80						20,21

A-4-7 – BIOFILTRO (7)

Datas	Tempo (dia)	Temperatura ambiente (°C)	Temperatura banho (°C)	Pressão (Pa)	Altura do leito (cm)	Vazão total entrada (ml/min)	Vazão de cada biofiltro (ml/min)	Vazão de saída diária (ml/min)	Concentração inicial H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final H ₂ S (g/m ³)	Remoção de H ₂ S (%)	Porosidade	Tempo de residência (s)
23/jul	1	21,0	32,0	91670	19	1650,00	183,33		0,000			0,252	17,77
24/jul	2	22,0	31,0	91650	19	1656,21	184,02	439,64	0,000			0,252	17,70
25/jul	3	21,0	33,0	91850	19	1720,49	191,17	456,70	0,149	0,034	77,18	0,252	17,04
26/jul	4	18,0	32,5	92250	19	1757,42	195,27	449,44	0,146	0,000	100,00	0,252	16,68
27/jul	5	18,0	32,0	92220	19	2062,78	229,20	450,54	0,125	0,000	100,00	0,252	14,22
28/jul	6	18,0	32,0	92030	19	2151,23	239,03	424,03	0,119	0,000	100,00	0,252	13,63
29/jul	7	17,0	32,0	91900	19	2444,13	271,57	448,35	0,105	0,000	100,00	0,252	12,00
30/jul	8	22,0	33,0	91680	19	2385,32	265,04	330,55	0,133	0,000	100,00	0,252	12,29
31/jul	9	21,0	33,0	91570	19	3845,94	427,33	486,82	0,083	0,000	100,00	0,252	7,62
1/ago	10	17,0	32,0	91690	19	3351,29	372,37	457,31	0,204	0,000	100,00	0,252	8,75
2/ago	11	17,0	32,0	91950	19	3128,92	347,66	426,97	0,218	0,017	92,20	0,252	9,37
3/ago	12	17,0	32,0	91900	19	3110,41	345,60	614,04	0,219	0,000	100,00	0,252	9,43
4/ago	13	17,0	31,5	91560	19	2987,76	331,97	589,83	0,188	0,034	81,91	0,252	9,81
5/ago	14	17,5	32,0	90980	19	1628,93	180,99	270,58	0,374	0,034	90,91	0,252	18,00
6/ago	15	17,5	32,5	91050	19	1628,93	180,99	68,55	0,468	0,017	96,37	0,252	13,93
7/ago	16	19,0	30,0	91240	19	1149,32	127,70	55,02	0,499	0,000	100,00	0,211	19,74
8/ago	17	14,0	26,0	91460	19	1605,18	178,35	27,61	0,359	0,051	85,79	0,211	14,14
9/ago	18	16,0	31,0	91660	19	1379,09	153,23		0,407	0,017	95,82	0,211	16,45
10/ago	19	11,5	31,0	91910	19	1318,37	146,49	59,83	0,435	0,017	96,09	0,211	17,21
11/ago	20	16,0	32,0	91850	19	1419,53	157,73	27,50	0,387	0,051	86,82	0,211	15,98
12/ago	21	16,0	31,0	91780	19	1260,11	140,01	37,83	0,436	0,085	80,50	0,211	18,01
13/ago	22	14,0	32,0	91680	19	1709,53	189,95	56,26	0,328	0,119	63,72	0,211	13,27
14/ago	23	18,5	31,5	91460	19	1674,75	186,08		0,335	0,085	74,63	0,211	13,55
15/ago	24	14,0	30,5	91290	19	1370,87	152,32	77,54	0,400	0,068	83,00	0,211	16,55
16/ago	25	14,0	30,5	91330	19	1031,27	114,59	42,12	0,544	0,017	96,87	0,211	22,00
17/ago	26	11,5	31,5	91660	19	1251,56	139,06	212,82	0,448	0,085	81,03	0,211	18,13
18/ago	27	18,0	31,5	91930	19	1587,79	176,42		0,353	0,085	75,92	0,211	14,29
19/ago	28	11,0	31,0	91910	19	1616,77	179,64	48,31	0,347	0,068	80,40	0,211	14,03
20/ago	29	16,0	29,0	91800	19	1285,20	142,80						17,65

A-4-8 – BIOFILTRO (8)

Datas	Tempo (dia)	Temperatura ambiente (°C)	Temperatura banho (°C)	Pressão (Pa)	Altura do leito (cm)	Vazão total entrada (ml/min)	Vazão de cada biofiltro (ml/min)	Vazão de saída diária (ml/min)	Concentração inicial H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final H ₂ S (g/m ³)	Remoção de H ₂ S (%)	Porosidade	Tempo de residência (s)
23/jul	1	21,0	32,0	91670	19	1650,00	183,33		0,000			0,239	16,85
24/jul	2	22,0	31,0	91650	19	1656,21	184,02	100,75	0,000			0,239	16,79
25/jul	3	21,0	33,0	91850	19	1720,49	191,17	104,66	0,149	0,034	77,18	0,239	16,16
26/jul	4	18,0	32,5	92250	19	1757,42	195,27	103,00	0,146	0,000	100,00	0,239	15,82
27/jul	5	18,0	32,0	92220	19	2062,78	229,20	196,00	0,125	0,000	100,00	0,239	13,48
28/jul	6	18,0	32,0	92030	19	2151,23	239,03	102,56	0,119	0,000	100,00	0,239	12,93
29/jul	7	17,0	32,0	91900	19	2444,13	271,57	102,41	0,105	0,000	100,00	0,239	11,38
30/jul	8	22,0	33,0	91680	19	2385,32	265,04	107,57	0,133	0,000	100,00	0,239	11,66
31/jul	9	21,0	33,0	91570	19	3845,94	427,33	385,23	0,083	0,000	100,00	0,239	7,23
1/ago	10	17,0	32,0	91690	19	3351,29	372,37	1116,78	0,204	0,136	33,33	0,239	8,30
2/ago	11	17,0	32,0	91950	19	3128,92	347,66	1042,68	0,218	0,119	45,41	0,239	8,89
3/ago	12	17,0	32,0	91900	19	3110,41	345,60	344,83	0,219	0,085	61,19	0,239	8,94
4/ago	13	17,0	31,5	91560	19	2987,76	331,97	331,23	0,188	0,119	36,70	0,239	9,31
5/ago	14	17,5	32,0	90980	19	1628,93	180,99	489,41	0,374	0,221	40,91	0,239	17,07
6/ago	15	17,5	32,5	91050	19	1628,93	180,99	33,01	0,468	0,204	56,41	0,239	15,14
7/ago	16	19,0	30,0	91240	18,9	1149,32	127,70	103,04	0,499	0,170	65,93	0,213	21,45
8/ago	17	14,0	26,0	91460	18,9	1605,18	178,35	22,24	0,359	0,017	95,13	0,213	15,36
9/ago	18	16,0	31,0	91660	18,9	1379,09	153,23		0,407	0,000	100,00	0,213	17,88
10/ago	19	11,5	31,0	91910	18,9	1318,37	146,49	150,56	0,435	0,017	96,09	0,213	18,70
11/ago	20	16,0	32,0	91850	18,9	1419,53	157,73	104,42	0,387	0,000	100,00	0,213	17,37
12/ago	21	16,0	31,0	91780	18,9	1260,11	140,01	58,49	0,436	0,017	96,10	0,213	19,57
13/ago	22	14,0	32,0	91680	18,9	1709,53	189,95	46,88	0,328	0,034	89,63	0,213	14,42
14/ago	23	18,5	31,5	91460	18,9	1674,75	186,08		0,335	0,068	79,70	0,213	14,72
15/ago	24	14,0	30,5	91290	18,9	1370,87	152,32		0,400	0,034	91,50	0,213	17,98
16/ago	25	14,0	30,5	91330	18,9	1031,27	114,59	47,68	0,544	0,017	96,87	0,213	23,91
17/ago	26	11,5	31,5	91660	18,9	1251,56	139,06		0,448	0,034	92,41	0,213	19,70
18/ago	27	18,0	31,5	91930	18,9	1587,79	176,42		0,353	0,034	90,37	0,213	15,53
19/ago	28	11,0	31,0	91910	18,9	1616,77	179,64		0,347	0,051	85,30	0,213	15,25
20/ago	29	16,0	29,0	91800	18,9	1285,20	142,80						19,18

A-4-9 – BIOFILTRO (9)

Datas	Tempo (dia)	Temperatura ambiente (°C)	Temperatura banho (°C)	Pressão (Pa)	Altura do leito (cm)	Vazão total entrada (ml/min)	Vazão de cada biofiltro (ml/min)	Vazão de saída diária (ml/min)	Concentração inicial H ₂ S/ar (0,3% v/v) (g/m ³)	Concentração final H ₂ S (g/m ³)	Remoção de H ₂ S (%)	Porosidade	Tempo de residência (s)
23/jul	1	21,0	32,0	91670	18,9	1650,00	183,33		0,000			0,23	16,13
24/jul	2	22,0	31,0	91650	18,9	1656,21	184,02	214,79	0,000			0,23	16,07
25/jul	3	21,0	33,0	91850	18,9	1720,49	191,17	223,13	0,149	0,017	88,59	0,23	15,47
26/jul	4	18,0	32,5	92250	18,9	1757,42	195,27	219,58	0,146	0,034	76,71	0,23	15,15
27/jul	5	18,0	32,0	92220	18,9	2062,78	229,20	238,58	0,125	0,017	86,40	0,23	12,91
28/jul	6	18,0	32,0	92030	18,9	2151,23	239,03	341,39	0,119	0,017	85,71	0,23	12,38
29/jul	7	17,0	32,0	91900	18,9	2444,13	271,57	278,66	0,105	0,017	83,81	0,23	10,89
30/jul	8	22,0	33,0	91680	18,9	2385,32	265,04	228,88	0,133	0,034	74,44	0,23	11,16
31/jul	9	21,0	33,0	91570	18,9	3845,94	427,33	650,41	0,083	0,017	79,52	0,23	6,92
1/ago	10	17,0	32,0	91690	18,9	3351,29	372,37	448,04	0,204	0,034	83,33	0,23	7,94
2/ago	11	17,0	32,0	91950	18,9	3128,92	347,66	418,31	0,218	0,000	100,00	0,23	8,51
3/ago	12	17,0	32,0	91900	18,9	3110,41	345,60	316,66	0,219	0,068	68,95	0,23	8,56
4/ago	13	17,0	31,5	91560	18,9	2987,76	331,97	304,17	0,188	0,085	54,79	0,23	8,91
5/ago	14	17,5	32,0	90980	18,9	1628,93	180,99	86,19	0,374	0,034	90,91	0,23	16,34
6/ago	15	17,5	32,5	91050	18,9	1628,93	180,99	22,99	0,468	0,000	100,00	0,23	15,48
7/ago	16	19,0	30,0	91240	18,8	1149,32	127,70	36,41	0,499	0,051	89,78	0,219	21,94
8/ago	17	14,0	26,0	91460	18,8	1605,18	178,35	29,37	0,359	0,068	81,06	0,219	15,71
9/ago	18	16,0	31,0	91660	18,8	1379,09	153,23		0,407	0,017	95,82	0,219	18,28
10/ago	19	11,5	31,0	91910	18,8	1318,37	146,49	126,92	0,435	0,017	96,09	0,219	19,13
11/ago	20	16,0	32,0	91850	18,8	1419,53	157,73		0,387	0,017	95,61	0,219	17,76
12/ago	21	16,0	31,0	91780	18,8	1260,11	140,01	63,40	0,436	0,000	100,00	0,219	20,01
13/ago	22	14,0	32,0	91680	18,8	1709,53	189,95		0,328	0,034	89,63	0,219	14,75
14/ago	23	18,5	31,5	91460	18,8	1674,75	186,08		0,335	0,017	94,92	0,219	15,06
15/ago	24	14,0	30,5	91290	18,8	1370,87	152,32	24,89	0,400	0,000	100,00	0,219	18,39
16/ago	25	14,0	30,5	91330	18,8	1031,27	114,59	65,43	0,544	0,017	96,87	0,219	24,45
17/ago	26	11,5	31,5	91660	18,8	1251,56	139,06		0,448	0,017	96,20	0,219	20,15
18/ago	27	18,0	31,5	91930	18,8	1587,79	176,42		0,353	0,017	95,18	0,219	15,88
19/ago	28	11,0	31,0	91910	18,8	1616,77	179,64		0,347	0,068	80,40	0,219	15,60
20/ago	29	16,0	29,0	91800	18,8	1285,20	142,80						19,62

A-5 – DADOS EXPERIMENTAIS DA PERDA DE CARGA DOS BIOFILTROS

A-5-1 – BIOFILTRO (1)

Bio(1)	h calibração rotâmetro (mm)	Vazão corrigida (ml/min)	(h2-h1)inicial (m)	(P2-P1)inicial (N/m ²)	(h2-h1)final (m)	(P2-P1)final (N/m ²)
	30,00	3768,10	0,017	0,216	0,049	0,621
	40,89	5646,52	0,028	0,355	0,064	0,807
	46,50	6614,19	0,035	0,444	0,071	0,903
	52,86	7711,22	0,045	0,571	0,080	1,011
	56,50	8339,09	0,052	0,659	0,085	1,073

A-5-2 – BIOFILTRO (2)

Bio(2)	h calibração rotâmetro (mm)	Vazão corrigida (ml/min)	(h2-h1)inicial (m)	(P2-P1)inicial (N/m ²)	(h2-h1)final (m)	(P2-P1)final (N/m ²)
	34,12	4478,76	0,026	0,330	0,022	0,281
	39,35	5380,88	0,036	0,456	0,030	0,374
	44,67	6298,53	0,045	0,571	0,037	0,470
	54,91	8064,83	0,055	0,697	0,051	0,652

A-5-3 – BIOFILTRO (3)

Bio(3)	h calibração rotâmetro (mm)	Vazão corrigida (ml/min)	(h2-h1)inicial (m)	(P2-P1)inicial (N/m ²)	(h2-h1)final (m)	(P2-P1)final (N/m ²)
	35,50	4716,80	0,020	0,254	0,084	1,070
	37,04	4982,43	0,024	0,304	0,085	1,082
	50,04	7224,80	0,038	0,482	0,093	1,176
	61,00	9115,29	0,054	0,685	0,099	1,255

A-5-4 – BIOFILTRO (4)

Bio(4)	h calibração rotâmetro (mm)	Vazão corrigida (ml/min)	(h2-h1)inicial (m)	(P2-P1)inicial (N/m ²)	(h2-h1)final (m)	(P2-P1)final (N/m ²)
	39,35	5380,88	0,041	0,520	0,003	0,035
	41,00	5665,49	0,044	0,558	0,008	0,101
	51,50	7476,64	0,065	0,824	0,041	0,525
	61,00	9115,29	0,088	1,116	0,072	0,908

A-5-5 – BIOFILTRO (5)

Bio(5)	h calibração rotâmetro (mm)	Vazão corrigida (ml/min)	(h2-h1)inicial (m)	(P2-P1)inicial (N/m ²)	(h2-h1)final (m)	(P2-P1)final (N/m ²)
	39,35	5380,88	0,079	1,002	0,096	1,214
	42,47	5919,05	0,075	0,951	0,114	1,443
	52,86	7711,22	0,105	1,331	0,174	2,206
	61,00	9115,29	0,140	1,775	0,221	2,803

A-5-6 – BIOFILTRO (6)

Bio(6)	h calibração rotâmetro (mm)	Vazão corrigida (ml/min)	(h2-h1)inicial (m)	(P2-P1)inicial (N/m ²)	(h2-h1)final (m)	(P2-P1)final (N/m ²)
	27,92	3409,32	0,018	0,228	0,028	0,360
	31,65	4052,71	0,021	0,266	0,041	0,525
	46,50	6614,19	0,044	0,558	0,093	1,180
	56,50	8339,09	0,054	0,685	0,128	1,621

A-5-7 – BIOFILTRO (7)

Bio(7)	h calibração rotâmetro (mm)	Vazão corrigida (ml/min)	(h2-h1)inicial (m)	(P2-P1)inicial (N/m ²)	(h2-h1)final (m)	(P2-P1)final (N/m ²)
	41,00	5665,49	0,034	0,431	0,054	0,685
	51,50	7476,64	0,051	0,647	0,117	1,483
	56,50	8339,09	0,059	0,748	0,147	1,864
	66,12	9998,44	0,073	0,925	0,205	2,595

A-5-8 – BIOFILTRO (8)

Bio(8)	h calibração rotâmetro (mm)	Vazão corrigida (ml/min)	(h2-h1)inicial (m)	(P2-P1)inicial (N/m ²)	(h2-h1)final (m)	(P2-P1)final (N/m ²)
	34,12	4478,76	0,031	0,393	0,049	0,624
	46,50	6614,19	0,053	0,672	0,079	1,007
	56,95	8416,71	0,063	0,799	0,105	1,331
	61,00	9115,29	0,086	1,090	0,115	1,457

A-5-9 – BIOFILTRO (9)

Bio(9)	h calibração rotâmetro (mm)	Vazão corrigida (ml/min)	(h2-h1)inicial (m)	(P2-P1)inicial (N/m ²)	(h2-h1)final (m)	(P2-P1)final (N/m ²)
	41,00	5665,49	0,050	0,634	0,058	0,733
	44,67	6298,53	0,055	0,697	0,067	0,849
	46,50	6614,19	0,060	0,761	0,071	0,906
	50,04	7224,80	0,065	0,824	0,080	1,018

A-6 - CÁLCULOS DA POROSIDADE PELO MATHCAD

A-6-1 - BIOFILTRO (1) – INÍCIO

AJUSTE DE DADOS PARA DETERMINAÇÃO DA POROSIDADE DOS BIOFILTROS*Cálculo das Propriedades do Gás*

$$R := 8.314 \frac{\text{J}}{\text{mol} \cdot \text{K}}$$

$$T_c := (.21 \cdot 154.6 + .79 \cdot 126.2) \cdot \text{K}$$

$$T_c = 132.164 \text{K}$$

$$P_c := (.21 \cdot 50.4 + .79 \cdot 33.9) \cdot 10^5 \cdot \text{Pa}$$

$$\frac{P_c}{10^5 \cdot \text{Pa}} = 37.365$$

$$M := (32 \cdot .21 + 28 \cdot .79) \cdot \frac{\text{gm}}{\text{mol}}$$

$$M = 0.029 \frac{\text{kg}}{\text{mol}}$$

$$T := (20 + 273.16) \cdot \text{K}$$

$$T_r := \frac{T}{T_c} \quad T_r = 2.218$$

$$N_{av} := 6.02 \cdot 10^{23} \cdot \text{mol}^{-1}$$

$$\xi := \left(\frac{R \cdot T_c \cdot N_{av}^2}{M^3 \cdot P_c^4} \right)^{\frac{1}{6}}$$

$$\xi = 6.633 \times 10^4 \frac{\text{ms}}{\text{kg}}$$

$$\eta := \frac{1}{\xi} \cdot (.807 \cdot T_r^{6.18} - .357 \cdot \exp(-.449 \cdot T_r) + .340 \cdot \exp(-4.058 \cdot T_r) + .018)$$

$$\frac{\eta}{\text{kg} \cdot \text{m}^{-1} \cdot \text{s}^{-1}} \cdot 10^5 = 1.819 \quad \eta = 1.819 \times 10^{-5} \frac{\text{kg}}{\text{ms}}$$

Viscosidade do gás

$$\Delta P_o := \frac{\text{atm}}{1033} \cdot \begin{pmatrix} 1.7 \\ 2.8 \\ 3.5 \\ 4.5 \\ 5.2 \end{pmatrix}$$

$$H := 17 \text{ cm}$$

Altura do leito do biofiltro

$$P_h := 96000 \text{ Pa}$$

$$P_o := P_h + \Delta P_o$$

$$\frac{P_o}{100 \text{ Pa}} = \begin{pmatrix} 961.667 \\ 962.746 \\ 963.433 \\ 964.414 \\ 965.101 \end{pmatrix}$$

Pressão em mbar

$$\rho_o := \frac{P_o \cdot M}{R \cdot T}$$

$$\rho_o = \begin{pmatrix} 1.138 \\ 1.139 \\ 1.14 \\ 1.141 \\ 1.142 \end{pmatrix} \frac{\text{kg}}{\text{m}^3}$$

Densidade do gás

$$d_p := 2.24 \text{ mm}$$

Diâmetro médio das partículas do leito

$$D := 3.8 \text{ cm}$$

Diâmetro do leito

$$A := \frac{\pi}{4} \cdot D^2$$

Área da seção transversal do biofiltro

$$A = 1.134 \times 10^{-3} \text{ m}^2$$

$$W_{ar} := \begin{pmatrix} 3768.10 \\ 5646.52 \\ 6614.19 \\ 7711.22 \\ 8339.09 \end{pmatrix} \frac{\text{cm}^3}{\text{min}}$$

Vazão volumétrica de gás na entrada do biofiltro

$$G := \frac{\overrightarrow{(W_{ar} \cdot \rho_o)}}{A}$$

$$G = \begin{pmatrix} 0.063 \\ 0.095 \\ 0.111 \\ 0.129 \\ 0.14 \end{pmatrix} \frac{\text{kg}}{\text{m}^2 \text{ s}}$$

Fluxo mássico de gás

$$\text{Re} := \frac{G \cdot dp}{\eta}$$

$$\text{Re} = \begin{pmatrix} 7.76 \\ 11.641 \\ 13.645 \\ 15.925 \\ 17.234 \end{pmatrix}$$

Cálculo da Porosidade do Biofiltro

$$f(\varepsilon) := \frac{1 - \varepsilon}{\varepsilon^3} \cdot \left[1.75 + \frac{150(1 - \varepsilon)}{\text{Re}} \right]$$

$$\frac{d}{dx} \frac{1 - x}{x^3} \cdot \left[1.75 + \frac{150(1 - x)}{a} \right]$$

$$\frac{-1}{x^3} \cdot \left[1.75 + \frac{(150 - 150x)}{a} \right] - 3 \cdot \frac{(1 - x)}{x^4} \cdot \left[1.75 + \frac{(150 - 150x)}{a} \right] - 150 \cdot \frac{(1 - x)}{(x^3 \cdot a)}$$

$$dF_d\varepsilon(\varepsilon) := \frac{-1}{\varepsilon^3} \cdot \left[1.75 + \frac{150(1 - \varepsilon)}{\text{Re}} \right] - 3 \cdot \frac{(1 - \varepsilon)}{\varepsilon^4} \cdot \left[1.75 + \frac{150(1 - \varepsilon)}{\text{Re}} \right] - 150 \cdot \frac{(1 - \varepsilon)}{(\varepsilon^3 \cdot \text{Re})}$$

$$\varepsilon := 0.20 \quad \text{Estimativa inicial da porosidade}$$

Given

$$\sum_{i=0}^4 2 \cdot \left[\sqrt{\text{Ph}^2 + \frac{2 \cdot f(\varepsilon)_i \cdot (G_i)^2 \cdot R \cdot T}{M \cdot dp} \cdot H} - \text{Po}_i \right] \cdot \left[\frac{1}{2} \cdot \frac{1}{\sqrt{\text{Ph}^2 + \frac{2 \cdot f(\varepsilon)_i \cdot (G_i)^2 \cdot R \cdot T}{M \cdot dp} \cdot H}} \cdot \left[\frac{2 \cdot (G_i)^2 \cdot R \cdot T}{M \cdot dp} \cdot H \right] \cdot dF_d\varepsilon(\varepsilon)_i \right] = 0$$

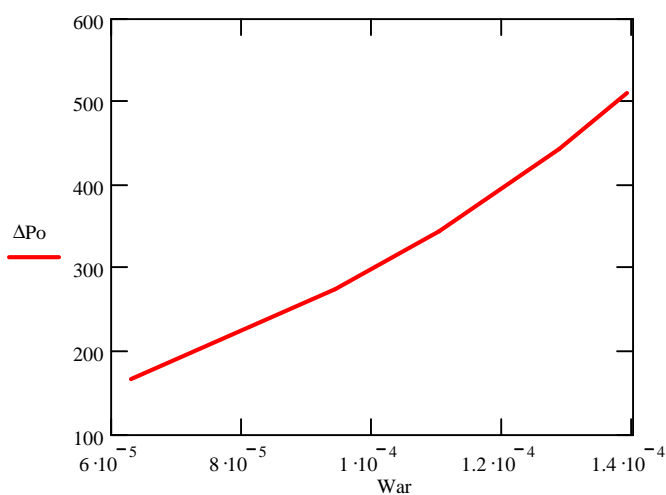
$$\varepsilon := \text{Find}(\varepsilon)$$

$$\varepsilon = 0.256 \quad \text{Porosidade Ajustada do Biofiltro}$$

Avaliação dos Resultados

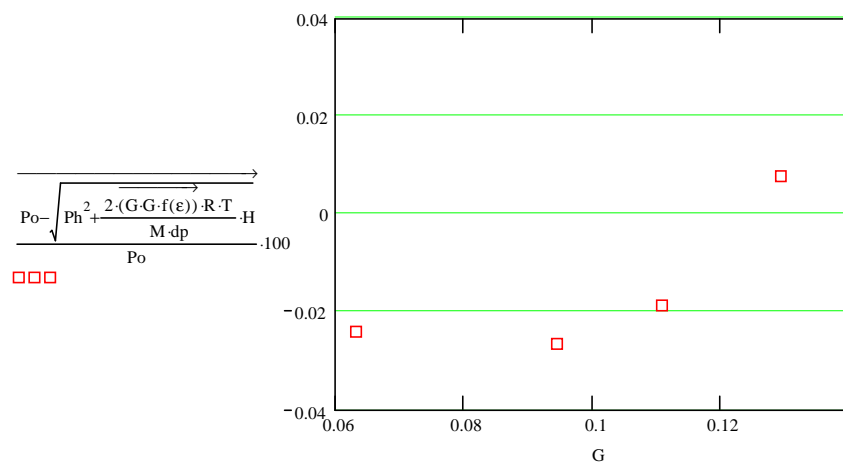
$$P_o = \begin{pmatrix} 96166.74976 \\ 96274.64666 \\ 96343.30833 \\ 96441.39642 \\ 96510.05808 \end{pmatrix} \text{ Pa} \quad \sqrt{P_h^2 + \frac{2 \cdot \overrightarrow{(G \cdot G \cdot f(\epsilon))} \cdot R \cdot T}{M \cdot dp} \cdot H} = \begin{pmatrix} 96190.05986 \\ 96300.42029 \\ 96361.40041 \\ 96434.02343 \\ 96477.3024 \end{pmatrix} \text{ Pa}$$

Função Ajustada



Cálculo dos Resíduos

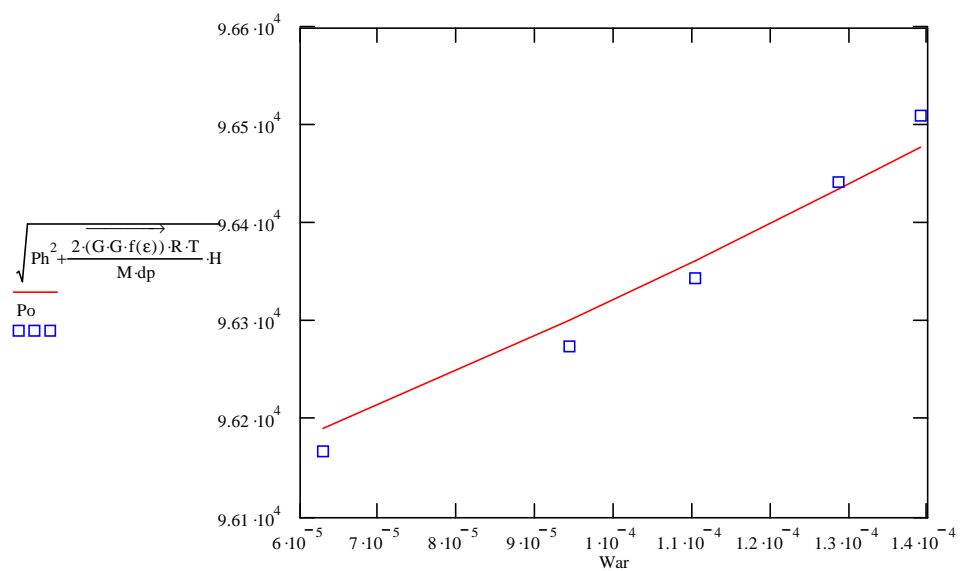
$$P_o - \sqrt{P_h^2 + \frac{2 \cdot \overrightarrow{(G \cdot G \cdot f(\epsilon))} \cdot R \cdot T}{M \cdot dp} \cdot H} = \begin{pmatrix} -23.31 \\ -25.774 \\ -18.092 \\ 7.373 \\ 32.756 \end{pmatrix} \text{ Pa}$$



$$\text{Res} := \sum_{i=0}^4 \left[2 \cdot \left[\sqrt{P_h^2 + \frac{2 \cdot f(\epsilon)_i \cdot (G_i)^2 \cdot R \cdot T}{M \cdot dp} \cdot H} - P_{o_i} \right] \cdot \left[\frac{1}{2} \cdot \frac{1}{\sqrt{P_h^2 + \frac{2 \cdot f(\epsilon)_i \cdot (G_i)^2 \cdot R \cdot T}{M \cdot dp} \cdot H}} \cdot \left[\frac{2 \cdot (G_i)^2 \cdot R \cdot T}{M \cdot dp} \cdot H \right] \cdot dF d\epsilon(\epsilon)_i \right] \right]$$

$$\text{Res} = -1.764 \times 10^{-7} \frac{\text{kg}^2}{\text{m}^2 \text{s}^4}$$

Valor Experimental versus Calculado



A-6-2 - BIOFILTRO (1) – FINAL

AJUSTE DE DADOS PARA DETERMINAÇÃO DA POROSIDADE DOS BIOFILTROS*Cálculo das Propriedades do Gás*

$$R := 8.314 \frac{\text{J}}{\text{mol} \cdot \text{K}}$$

$$T_c := (.21 \cdot 154.6 + .79 \cdot 126.2) \cdot \text{K}$$

$$T_c = 132.164 \text{K}$$

$$P_c := (.21 \cdot 50.4 + .79 \cdot 33.9) \cdot 10^5 \cdot \text{Pa}$$

$$\frac{P_c}{10^5 \cdot \text{Pa}} = 37.365$$

$$M := (32 \cdot .21 + 28 \cdot .79) \cdot \frac{\text{gm}}{\text{mol}}$$

$$M = 0.029 \frac{\text{kg}}{\text{mol}}$$

$$T := (20 + 273.15) \cdot \text{K}$$

$$T_r := \frac{T}{T_c} \quad T_r = 2.218$$

$$N_A := 6.02 \cdot 10^{23} \cdot \text{mol}^{-1}$$

$$\xi := \left(\frac{R \cdot T_c \cdot N_A^2}{M^3 \cdot P_c^4} \right)^{\frac{1}{6}}$$

$$\xi = 6.633 \times 10^4 \frac{\text{ms}}{\text{kg}}$$

$$\eta := \frac{1}{\xi} \cdot (.807 \cdot T_r^{618} - .357 \cdot \exp(-.449 T_r) + .340 \cdot \exp(-4.058 T_r) + .018)$$

$$\frac{\eta}{\text{kg} \cdot \text{m}^{-1} \cdot \text{s}^{-1}} \cdot 10^5 = 1.819 \quad \eta = 1.819 \times 10^{-5} \frac{\text{kg}}{\text{ms}}$$

Viscosidade do gás

$$\Delta P_o := \frac{\text{atm}}{1033} \cdot \begin{pmatrix} 4.9 \\ 6.4 \\ 7.1 \\ 8.0 \\ 8.5 \end{pmatrix}$$

$$H := 16.8 \text{ cm} \quad \textit{Altura do leito do biofiltro}$$

$$P_h := 96000 \text{ Pa}$$

$$P_o := P_h + \Delta P_o \quad \frac{P_o}{100 \text{ Pa}} = \begin{pmatrix} 964.806 \\ 966.278 \\ 966.964 \\ 967.847 \\ 968.337 \end{pmatrix} \quad \textit{Pressão em mbar}$$

$$\rho_o := \frac{P_o \cdot M}{R \cdot T} \quad \rho_o = \begin{pmatrix} 1.142 \\ 1.143 \\ 1.144 \\ 1.145 \\ 1.146 \end{pmatrix} \frac{\text{kg}}{\text{m}^3} \quad \textit{Densidade do gás}$$

$$d_p := 2.24 \text{ mm} \quad \textit{Diâmetro médio das partículas do leito}$$

$$D := 3.8 \text{ cm} \quad \textit{Diâmetro do leito}$$

$$A := \frac{\pi}{4} \cdot D^2 \quad \textit{Área da seção transversal do biofiltro}$$

$$A = 1.134 \times 10^{-3} \text{ m}^2$$

$$W_{ar} := \begin{pmatrix} 3768.10 \\ 5646.52 \\ 6614.19 \\ 7711.22 \\ 8339.09 \end{pmatrix} \frac{\text{cm}^3}{\text{min}} \quad \textit{Vazão volumétrica de gás na entrada do biofiltro}$$

$$G := \frac{\overrightarrow{(W_{ar} \cdot \rho_o)}}{A}$$

$$G = \begin{pmatrix} 0.063 \\ 0.095 \\ 0.111 \\ 0.13 \\ 0.14 \end{pmatrix} \frac{\text{kg}}{\text{m}^2 \text{ s}} \quad \textit{Fluxo mássico de gás}$$

$$\text{Re} := \frac{G \cdot dp}{\eta}$$

$$\text{Re} = \begin{pmatrix} 7.785 \\ 11.683 \\ 13.695 \\ 15.981 \\ 17.292 \end{pmatrix}$$

Cálculo da Porosidade do Biofiltro

$$f(\epsilon) := \frac{1 - \epsilon}{\epsilon^3} \cdot \left[1.75 + \frac{150(1 - \epsilon)}{\text{Re}} \right]$$

$$\frac{d}{dx} \frac{1 - x}{x^3} \cdot \left[1.75 + \frac{150(1 - x)}{a} \right]$$

$$\frac{-1}{x^3} \cdot \left[1.75 + \frac{(150 - 150x)}{a} \right] - 3 \cdot \frac{(1 - x)}{x^4} \cdot \left[1.75 + \frac{(150 - 150x)}{a} \right] - 150 \frac{(1 - x)}{(x^3 \cdot a)}$$

$$dFde(\epsilon) := \frac{-1}{\epsilon^3} \cdot \left[1.75 + \frac{150(1 - \epsilon)}{\text{Re}} \right] - 3 \cdot \frac{(1 - \epsilon)}{\epsilon^4} \cdot \left[1.75 + \frac{150(1 - \epsilon)}{\text{Re}} \right] - 150 \frac{(1 - \epsilon)}{(\epsilon^3 \cdot \text{Re})}$$

$$\epsilon := 0.16 \quad \text{Estimativa inicial da porosidade}$$

Given

$$\sum_{i=0}^4 2 \cdot \left[\sqrt{\text{Ph}^2 + \frac{2 \cdot f(\epsilon)_i \cdot (G_i)^2 \cdot R \cdot T}{M \cdot dp} \cdot H} - \text{Po}_i \right] \cdot \left[\frac{1}{2} \cdot \frac{1}{\sqrt{\text{Ph}^2 + \frac{2 \cdot f(\epsilon)_i \cdot (G_i)^2 \cdot R \cdot T}{M \cdot dp} \cdot H}} \cdot \left[\frac{2 \cdot (G_i)^2 \cdot R \cdot T}{M \cdot dp} \cdot H \right] \cdot dFde(\epsilon)_i \right] = 0$$

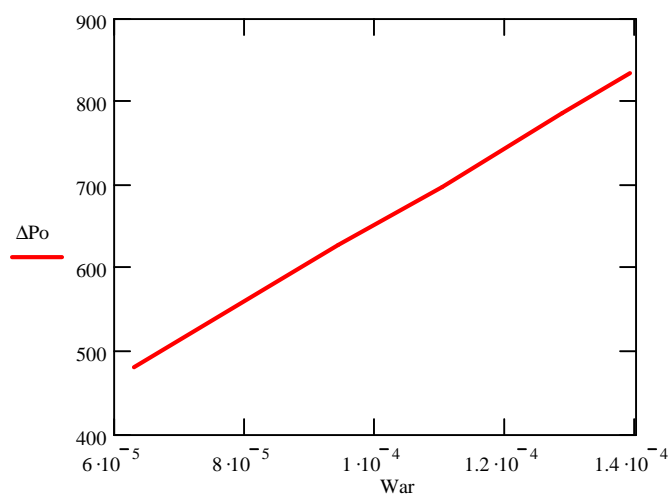
$$\epsilon := \text{Find}(\epsilon)$$

$$\epsilon = 0.213 \quad \text{Porosidade Ajustada do Biofiltro}$$

Avaliação dos Resultados

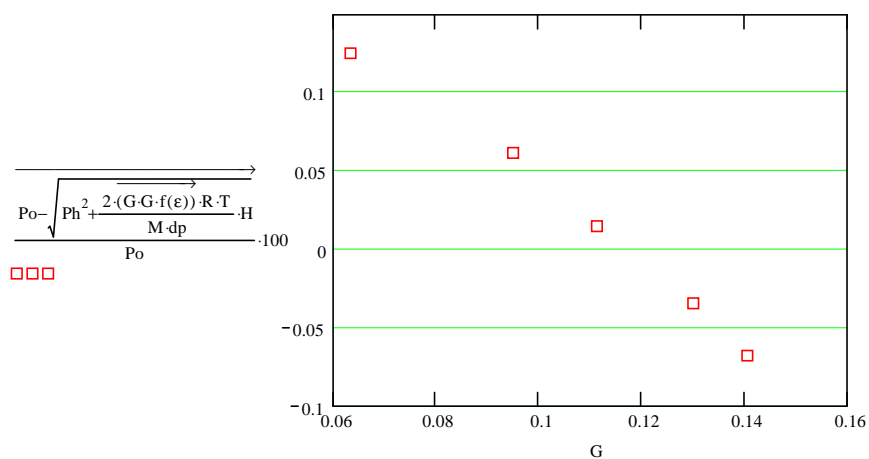
$$P_o = \begin{pmatrix} 96480.63166 \\ 96627.76379 \\ 96696.42546 \\ 96784.70474 \\ 96833.74879 \end{pmatrix} \text{ Pa} \quad \sqrt{P_h^2 + \frac{2 \cdot \overrightarrow{(G \cdot G \cdot f(\epsilon))} \cdot R \cdot T}{M \cdot dp} \cdot H} = \begin{pmatrix} 96360.49155 \\ 96568.45272 \\ 96682.88575 \\ 96818.75613 \\ 96899.4081 \end{pmatrix} \text{ Pa}$$

Função Ajustada



Cálculo dos Resíduos

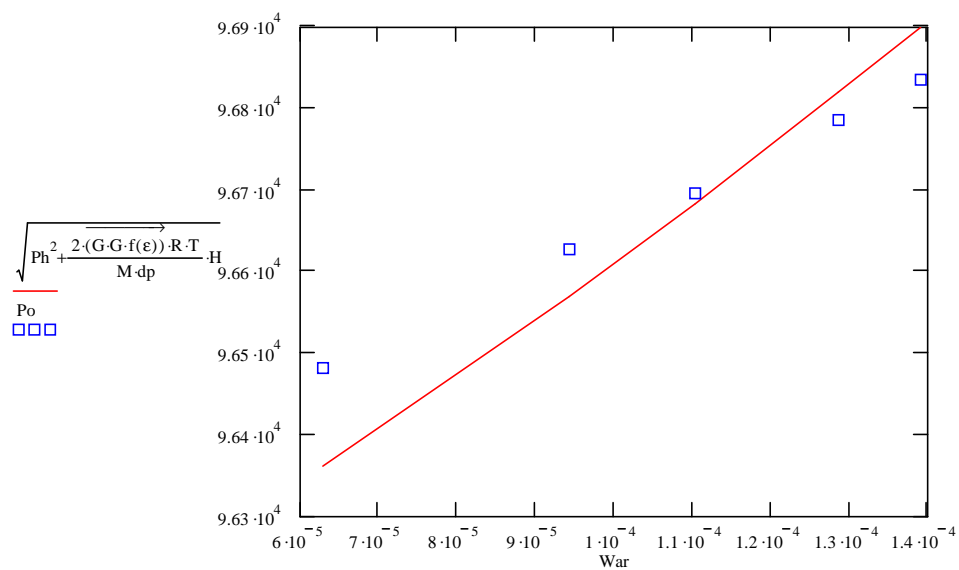
$$P_o - \sqrt{P_h^2 + \frac{2 \cdot \overrightarrow{(G \cdot G \cdot f(\epsilon))} \cdot R \cdot T}{M \cdot dp} \cdot H} = \begin{pmatrix} 120.14 \\ 59.311 \\ 13.54 \\ -34.051 \\ -65.659 \end{pmatrix} \text{ Pa}$$



$$\text{Res} := \sum_{i=0}^4 \left[2 \cdot \left[\sqrt{P_h^2 + \frac{2 \cdot f(\epsilon)_i \cdot (G_i)^2 \cdot R \cdot T}{M \cdot \Delta p} \cdot H} \cdot H - P_{o_i} \right] \cdot \left[\frac{1}{2 \cdot \sqrt{P_h^2 + \frac{2 \cdot f(\epsilon)_i \cdot (G_i)^2 \cdot R \cdot T}{M \cdot \Delta p} \cdot H}} \cdot \left[\frac{2 \cdot (G_i)^2 \cdot R \cdot T}{M \cdot \Delta p} \cdot H \right] \cdot dF d\epsilon(\epsilon)_i \right] \right]$$

$$\text{Res} = -1.297 \times 10^{-7} \frac{\text{kg}^2}{\text{m}^2 \text{s}^4}$$

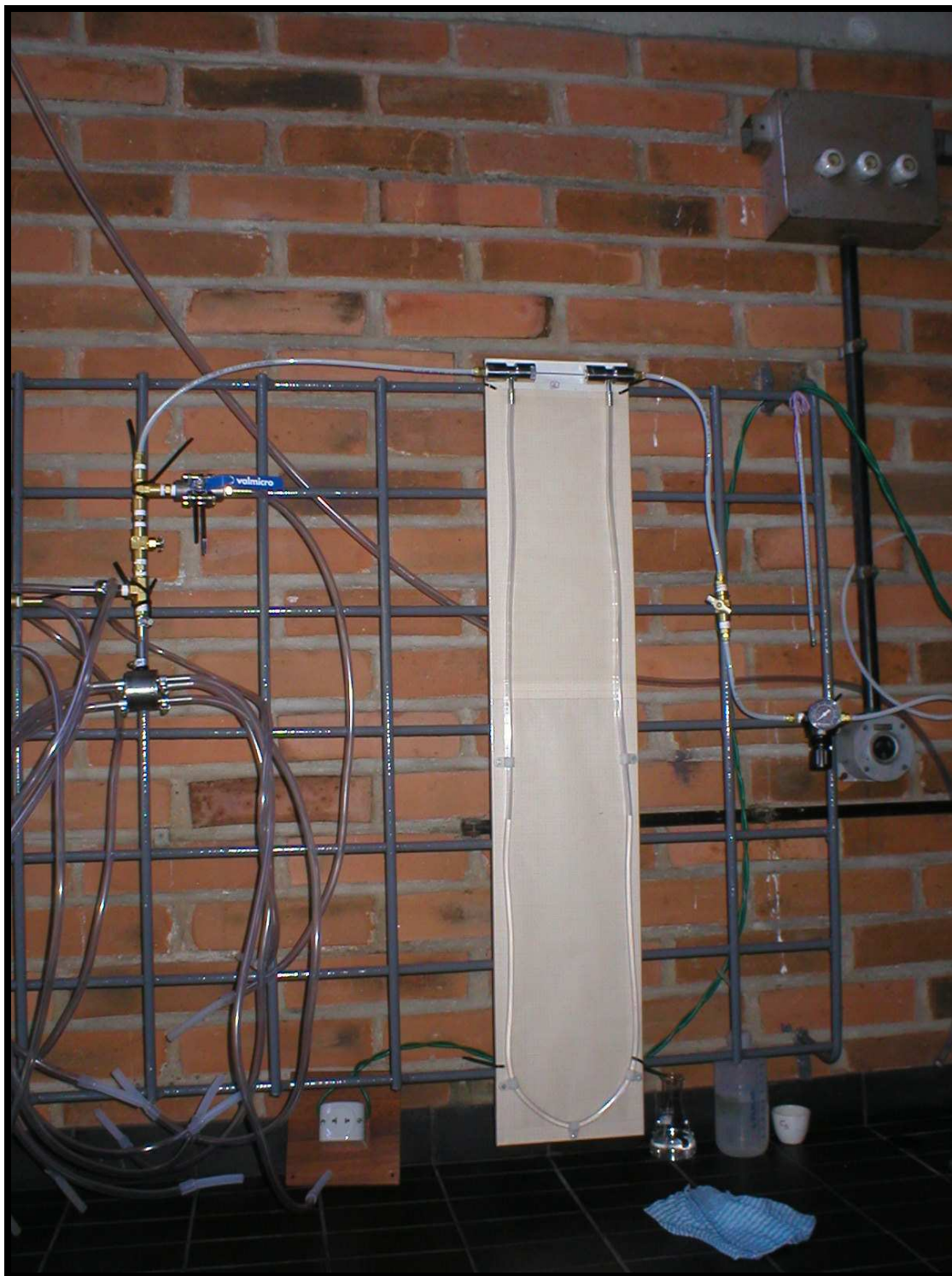
Valor Experimental versus Calculado



APÊNDICE B

B- DETALHES CONSTRUTIVOS

B-1 – MEDIDOR CAPILAR DE VAZÃO



B-2 – MATERIAIS RESISTENTES AO SULFETO DE HIDROGÊNIO

Guia de Compatibilidade Química

Fluidos	PE	HDPE	PP	N	NR	V	U	FRPE
Cresol	P	L	L	P	P	L	P	P
Dióxido de Carbono	G	G	G	G	G	G	G	G
Dissulfeto de Carbono	L	L	L	L	L	P	L	-
Éteres	L	L	P	G	G	L	P	-
Etilamina	L	G	L	L	L	P	L	-
Extratos de Tanino	G	G	G	G	G	G	P	-
Fenol	P	G	G	P	P	L	P	P
Formaldeído	G	G	G	L	L	L	P	-
Freon	L	L	L	G	G	P	L	-
Gás Natural	L	L	L	G	G	G	G	-
Gás Sulfídrico, H ₂ S	G	G	G	G	G	G	P	-
Gasolina	P	G	L	G	G	P	L	P
Glicerina	G	G	G	G	G	G	L	G
Hidrocarbonetos Aromáticos	P	L	L	G	G	P	L	P
Hipoclorito de Cálcio	L	L	P	P	L	L	P	L
Iodo	L	G	G	G	G	L	L	-
Nafta	L	L	L	G	G	P	L	G
Nitrato de Prata	G	G	G	G	G	G	G	G
Nitrobenzeno	P	L	G	L	L	P	P	P
Óleo de Linhaça	L	G	G	G	G	L	G	-
Óleos (Animal e Mineral)	L	L	L	G	G	L	G	-
Óleos (Vegetal)	L	L	L	G	G	L	G	-
Óleos de Animais	P	L	L	G	G	G	G	-
Óxidos de Nitrogênio	L	L	G	L	L	G	-	-
Oxigênio	G	G	G	G	G	G	G	G
Piridina	L	L	L	L	L	P	P	-
Hidróxido de Potássio, KOH	G	G	G	G	G	L	G	-
Querosene	L	L	L	G	G	L	L	-
Sais de Alumínio	G	G	G	G	G	G	G	G
Sais de Arsênico	G	G	G	G	G	G	G	G
Sais de Bário	G	G	G	G	G	G	G	G
Sais de Cálcio	G	G	G	G	G	G	G	G
Sais de Cobre	G	G	G	G	G	G	G	G
Sais Férricos	G	G	G	G	G	G	G	-
Sais de Magnésio	G	G	G	G	G	G	G	-
Sais de Níquel	G	G	G	G	G	G	G	-
Sais de Potássio	G	G	G	G	G	G	G	G
Sais de Sódio	G	G	G	G	G	G	G	G
Sais de Titânio	G	G	G	G	G	G	G	G
Soda Cáustica, NaOH	G	G	G	G	G	L	G	-
Soluções de Sabão	G	G	G	G	G	G	G	G
Solventes para Lacas	L	L	L	G	G	P	-	-
Terebentina	P	P	L	G	G	L	L	-
Tetracloreto de Carbono	P	P	L	L	L	L	P	P
Tolueno (Toluol)	P	L	P	G	G	P	L	P
Tricloroetileno	P	L	P	L	L	P	P	P
Uréia	G	G	G	G	G	G	G	-
Xileno (Xilol)	P	L	P	G	G	P	P	P

PE- Tubo de Polietileno, HDPE- Tubo de Polietileno de Alta Densidade, PP- Tubo de Polipropileno, FRPE - Tubo de Polietileno Resistente à Chama, N- Tubo de Nylon®, NR- Tubo de Nylon® Rígido, V- Tubo de PVC, U- Tubo de Poliuretano.

Código de Classificação:

G = Bom para excelente. Inchamento, tensão ou ataque à superfície pequeno ou inexistente. Escolha preferencial.

L = Marginal ou condicional. Efeitos consideráveis mas não necessariamente indicando perda da função.

Sugerimos promover testes para aplicações específicas. Deve ser considerado o efeito de endurecimento ou potencial para trincas em função do tempo de uso.

P = Pobre ou insatisfatório. Não recomendável sem teste realístico e extensivo.

- = Indica que não foi testado.

APÊNDICE C

C – MÉTODO DE ANÁLISE DO SULFETO DE HIDROGÊNIO

C-1 – MÉTODO TUTWILER (UOP 9-85)

HYDROGEN SULFIDE IN GASES BY THE TUTWILER METHOD

UOP Method 9-85

SCOPE

This method is for determining hydrogen sulfide in gas mixtures. Mercaptan sulfur and carbonyl sulfide, if present, are determined as hydrogen sulfide. The accuracy of this method is not sufficient to obtain reliable results below 5 grains of H_2S per 100 cu ft (115 mg/m^3). This method is intended primarily as a field test. UOP Method 212, "Hydrogen Sulfide, Mercaptan Sulfur and Carbonyl Sulfide in Hydrocarbon Gases by Potentiometric Titration" is recommended for more accurate laboratory determinations.

OUTLINE OF METHOD

A known constant volume of sample is drawn into a Tutwiler buret, replacing a starch solution. A volume of starch solution, retained in the buret, is titrated with standard iodine solution until the starch solution assumes a faint permanent blue color. The concentration of hydrogen sulfide is calculated from the volume of iodine solution used and its known molarity.

APPARATUS

Balance, readability, 0.1-mg

Flask, volumetric, one-liter

Tubing, neoprene, 6.4-mm ID, 11.1-mm OD, Sargent-Welch Scientific Co., Cat. No. S-73655-KD, or equivalent

Tutwiler hydrogen sulfide apparatus (see Figure), Curtin Matheson Scientific, Cat. No. 123-265 (complete), or equivalent, consisting of:

Bottle, leveling, 250-mL

Buret, Tutwiler, 100- and 110-mL graduations with attached 10-mL graduated cylinder having 0.1-mL divisions

Support, with clamps

Tubing, neoprene

EFFECTIVE HEALTH AND SAFETY PRACTICES SHOULD BE FOLLOWED WHEN UTILIZING THIS PROCEDURE. FAILURE TO UTILIZE THIS PROCEDURE IN THE MANNER PRESCRIBED HEREIN MAY BE HAZARDOUS. IT IS THE USER'S RESPONSIBILITY TO ESTABLISH APPROPRIATE PRECAUTIONARY PRACTICES AND TO DETERMINE THE APPLICABILITY OF REGULATORY LIMITATIONS PRIOR TO USE.

- 2 -

REAGENTS

All reagents shall conform to the specifications established by the Committee on Analytical Reagents of the American Chemical Society, when such specifications are available, unless otherwise specified. References to water mean deionized or distilled water.

Iodine, resublimed crystals, Sargent-Welch Scientific Co., Cat. No. SC 12837, or equivalent

Mercuric iodide, powder, Sargent-Welch Scientific Co., Cat. No. SC 13473, or equivalent

Potassium iodide, granular, Sargent-Welch Scientific Co., Cat. No. SC 17240, or equivalent

Starch, soluble, Sargent-Welch Scientific Co., Cat. No. SC 15034, or equivalent

PREPARATION OF SOLUTIONS

Mix 4 g of soluble starch with 10 mL of water and 10 mg of mercuric iodide and mix into a thin paste. Add the mixture to one liter of boiling water, stir, allow to stand until cold, and decant the clear solution for use. Prepare a fresh solution at 3-day intervals. When low concentrations are being determined using the 0.0005-*M* iodine solution, renew the starch solution in the leveling bottle after a maximum of 3 analyses.

Three standard iodine solutions are usually sufficient for determining the hydrogen sulfide content of most petroleum refinery gas streams. These solutions are made to specific molarities for analytical convenience.

Solution A is used for the determination of hydrogen sulfide when present in concentrations less than 1000 grains per 100 cu ft of gas (23 g/m^3), but more than 25 grains per 100 cu ft of gas (0.57 g/m^3). The specified molarity is 0.00673, so that one milliliter of solution is equivalent to 100 grains per 100 cu ft of gas (2.3 g/m^3) when a 100 mL gas sample is analyzed. To prepare this solution, weigh $1.7076 \text{ g} \pm 0.1 \text{ mg}$ of iodine crystals into a one-liter volumetric flask containing approximately 15 g of potassium iodide. Dissolve in water and dilute to volume.

Solution B is used for the determination of hydrogen sulfide when present in concentrations greater than 1000 grains per 100 cu ft of gas (23 g/m^3). The specified molarity is 0.01345, so that one milliliter of solution is equivalent to 200 grains of hydrogen sulfide per 100 cu ft of gas (4.6 g/m^3) when a 100 mL gas sample is analyzed. To prepare this solution, weigh $3.4152 \text{ g} \pm 0.1 \text{ mg}$ iodine crystals into a one-liter volumetric flask containing approximately 15 g of potassium iodide. Dissolve in water and dilute to volume.

Solution C is used for the determination of hydrogen sulfide when present in concentrations less than 25 grains per 100 cu ft of gas (0.575 g/m^3). The specified molarity is 0.0005, so that one milliliter of solution is equivalent to 7.4 grains of hydrogen sulfide per 100 cu ft of gas (0.17 g/m^3) when a 100 mL gas sample is analyzed. To prepare this solution, weigh $0.1269 \text{ g} \pm 0.1 \text{ mg}$ of iodine crystals into a one-liter volumetric flask containing approximately 15 g of potassium iodide. Dissolve in water and dilute to volume.

PROCEDURE

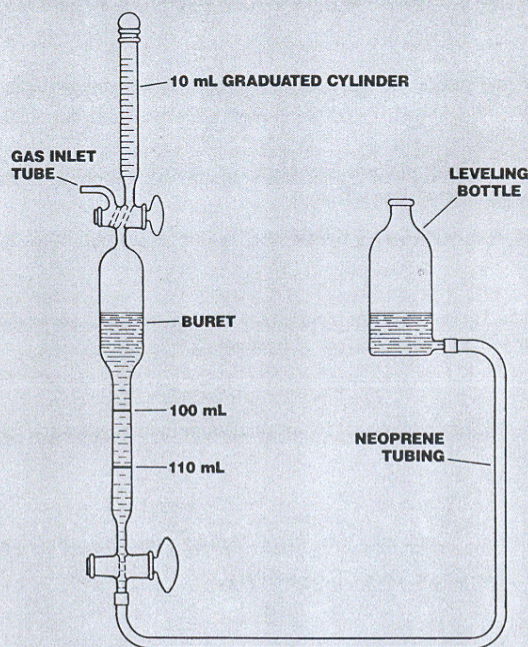
Fill the leveling bottle with starch solution and connect it to the bottom of the buret (see Figure). Open the bottom stopcock and then turn the stopcock at the top of the buret to connect the buret with the gas inlet tube. Raise the leveling bottle until the buret and inlet tube are filled with starch solution. Close the stopcock at the bottom of the buret. Flush the line from the gas source and attach it to the gas inlet tube with neoprene tubing (see *PRECAUTIONS*). Open the stopcock at the bottom of the buret and lower the leveling bottle, drawing in gas until the level of the starch solution just passes the 100-mL mark on the buret. Close both stopcocks and disconnect the gas sample tubing.

- 3 -

Open the bottom stopcock and raise the starch solution to the 100-mL mark by raising the leveling bottle. Close the stopcock. With the gas slightly compressed, briefly open the top stopcock to the air to bring the gas to atmospheric pressure and then close it. Open the bottom stopcock and lower the starch solution level to the 110-mL mark to place the gas under reduced pressure. Close the bottom stopcock and disconnect the leveling bottle from the buret.

Fill the graduated cylinder at the top of the buret with one of the standard iodine solutions and record the reading. Turn the top stopcock to admit small amounts of iodine solution into the buret and shake well after each addition. Continue the additions until the starch solution assumes a faint, but permanent, blue color. Record the reading on the graduated cylinder and subtract it from the initial reading to find the mL of iodine used during the analysis.

Run a blank analysis daily for each iodine solution used to determine the amount required to give the starch solution a faint, but permanent, blue color in the absence of hydrogen sulfide. Determine a blank in the same manner as described above, except that a hydrogen sulfide-free gas or air is used. The volume of iodine solution required to establish the proper endpoint for a specific starch solution is subtracted from the volume of iodine solution consumed in a sample determination.



Figure

Tutwiler Hydrogen Sulfide Apparatus

UOP METHOD 9

- 4 -

CALCULATIONS

Calculate the amount of hydrogen sulfide as follows:

$$\text{H}_2\text{S, grains/100 cu ft} = (A - B)C$$

where:

A = iodine solution required to titrate sample, mL
 B = iodine solution required to titrate blank, mL
 C = 100 (Solution A)
 200 (Solution B) or
 7.4 (Solution C)

$$\text{H}_2\text{S, g/m}^3 = (A - B)D$$

where:

A and B = previously defined
 D = 2.3 (Solution A)
 4.6 (Solution B) or
 0.17 (Solution C)

To report the hydrogen sulfide content in volume percent, divide grains/100 cu ft by 636.4.

PRECAUTIONS

It is recommended that gases to be analyzed for hydrogen sulfide content be sampled directly from the plant stream into the buret. If the sample is to be transported, it should be done in a dry glass or stainless steel container.

Do not confuse the blue color of the iodine-starch complex with the opalescent milky appearance resulting from the separation of free sulfur.

If the gas contains tarry vapors, pass it through cotton before admitting it to the buret.

PRECISION

An estimated standard deviation is not reported since insufficient data are available at present to permit this calculation with at least 4 degrees of freedom.

TIME FOR ANALYSIS

The elapsed time and labor requirement for an analysis, without preparation of solutions, are identical, 0.5 hour.

REFERENCES

American Gas Chemists Handbook, 3rd., 462, Chemical Publishing Co., New York (1929)
 Tutwiler, C.C., *J. Am. Chem. Soc.*, **23**, 173 (1901)
 UOP Method 212

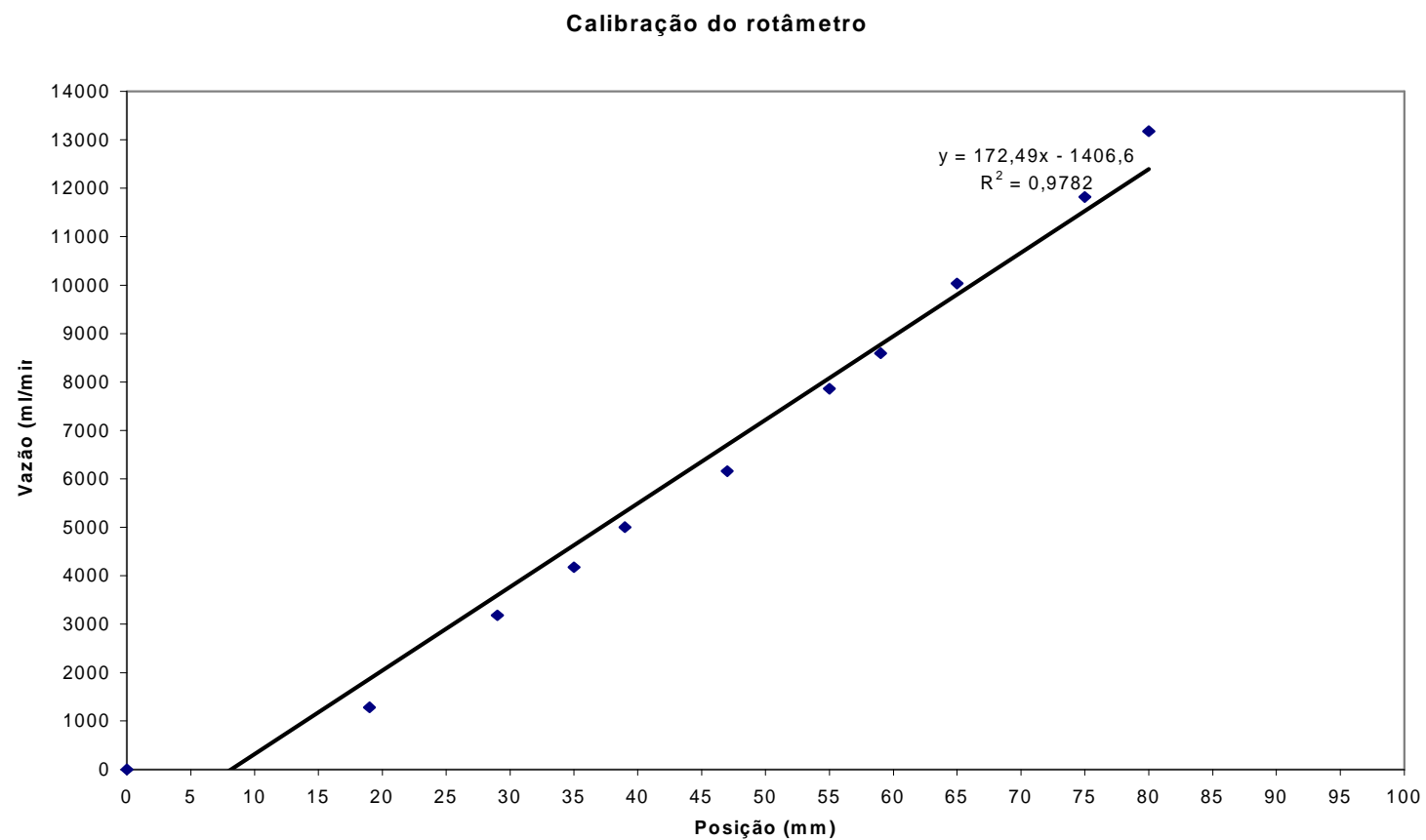
SUGGESTED SUPPLIERS

Curtin Matheson Scientific, 1850 Greenleaf Ave., Elk Grove Village, IL 60007
 Sargent-Welch Scientific Co., 7300 N. Linder Ave., Skokie, IL 60077

APÊNDICE D

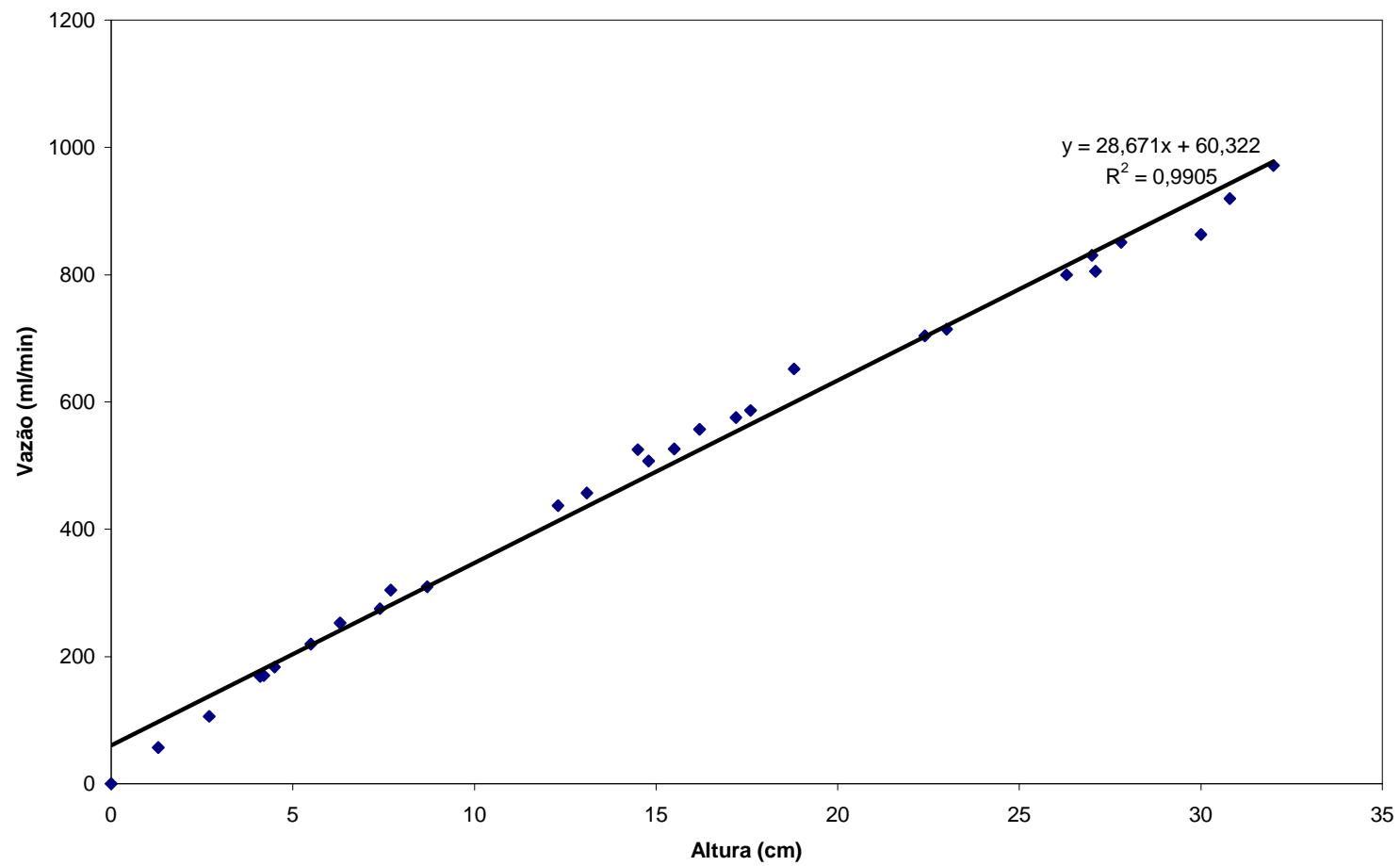
D – CURVAS DE CALIBRAÇÃO

D-1 - ROTÂMETRO



D-2 – MEDIDOR CAPILAR DE VAZÃO (1)

Calibração do medidor de vazão 1



D-3 - MEDIDOR CAPILAR DE VAZÃO (2)

Calibração do medidor de vazão 2

